

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME XXXIV

1959

N° 5-6

MÉMOIRES ORIGINAUX

UNE LARVE DE CESTODE DANS LE SYSTÈME NERVEUX DE *SQUILLA HOLOCHISTA* WOOD-MASON

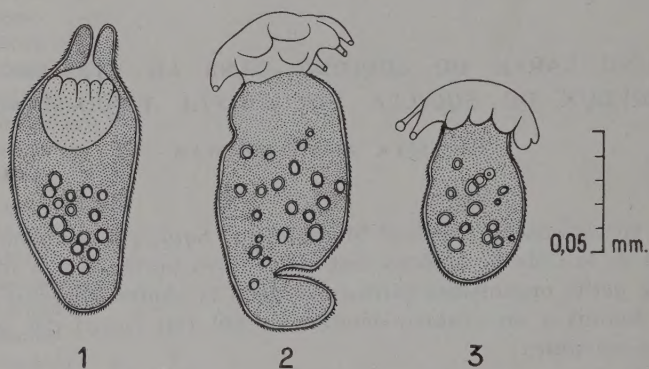
Par SITA ANANTARAMAN

Des spécimens du Crustacé Stomatopode *Squilla holochista*, provenant de la Côte de Madras, ont été trouvés porteurs à la dissection de petits organismes piriformes dans la chaîne nerveuse ventrale. Soumis à un examen détaillé, ils ont fait l'objet des observations suivantes :

La plupart de ces organismes possèdent une enveloppe (ou membrane) mince et lâche. La paroi du corps, ou cuticule, porte de nombreux cils serrés et entoure un parenchyme granuleux. A l'extrémité antérieure se trouve une grande cavité en forme de poche, s'ouvrant en avant par un étroit canal et contenant une couronne de tentacules. Dans la moitié postérieure du corps, on voit de nombreux corps calcaires saillants ou des granules réfringents. A l'état vivant, ces organismes présentent des mouvements d'extension et de contraction, qui leur permettent de progresser et de prendre diverses formes, allant d'un simple contour ovale à un allongement presque cylindrique. Occasionnellement, la « tête » sort de la cavité antérieure, et on discerne alors une protubérance arrondie avec une couronne de huit tentacules non armés, à extrémité bifide. Il n'y a apparemment pas de bothridies ou de ventouses à la base. La taille de ces organismes varie de 0,08 à 0,29 mm. de long sur 0,04 à 0,17 mm. de large.

Ces organismes parasites sont principalement concentrés dans les ganglions de la chaîne nerveuse ventrale et disséminés, çà et là, dans les espaces interganglionnaires. Leur fréquence est particulièrement élevée, puisque chacun des 45 hôtes examinés jusqu'à présent était infesté.

L'identité de ces parasites peut être conjecturée seulement par une étude à ce stade. La présence de granules réfringents et la couronne antérieure de tentacules sont de fortes présomptions en faveur de formes larvaires de Cestodes. Les œuvres classiques sur les Cestodes, notamment celles de O. Fuhrmann (1931), T. Southwell (1930), Hyman (1951) et Wardle et McLeod (1952), ne semblent pas faire état d'une larve semblable à celle décrite ci-dessus. On peut toutefois observer que si ces larves grandissent chez des poissons qui se nourrissent de *Squilla*, le Cestode adulte peut être sup-



posé semblable au *Polypocephalus* Braun 1878, de l'ordre des *Lecanicephala*, dont huit espèces ont été signalées chez des raies de la Côte de Madras par Subhadrappa (1951). Nous espérons obtenir les adultes en les nourrissant expérimentalement, en vue d'une identification précise.

L'auteur remercie sa Collègue, Mrs. Ruby Daniel, d'avoir attiré son attention sur les parasites des *Squilla*, et le Prof. R.-Ph. Dollfus de l'avoir guidée dans cette étude. Elle serait reconnaissante de toute critique ou suggestion qui pourraient lui être faites, concernant l'identification spécifique de ces larves et leur présence éventuelle chez le *Squilla*.

BIBLIOGRAPHIE

1. FUHRMANN (O.) (1931). — *Handbuch der Zoologie*, Vermes.
2. HYMAN (L. H.) (1951). — *The Invertebrates*, vol. II, Platyhelminthes.
3. SOUTHWELL (T.) (1930). — *Cestoda*, vol. I et II. Fauna of Brit. Irel.
4. SUBHADRAPPA (C. K.) (1951). — On the genus *Polyphocephalus*, etc. *Proc. Zool. Soc. Lond.*, 121, (2), 205-235.
5. WARDLE (R. M.) (1952). — *The Zoology of Tapeworms*. The University of Minnesota Press. McLeod (J. A.).

(Government of India Research Scholar, Zoology Dept.,
Madras University)

RECHERCHES EXPÉRIMENTALES SUR *NICOLLA GALLICA*
(R.-Ph. Dollfus 1941) R.-Ph. Dollfus 1958, SA CERCAIRE
COTYLICERQUE ET SA MÉTACERCAIRE PROGÉNÉTIQUE.
OBSERVATIONS SUR LA FAMILLE DES *COITOCAECIDÆ*
Y. Ozaki 1928, s.f. *COITOCAECINÆ* F. Poche 1926,
TREMATODA PODOCOTYLOIDEA ET SUR LES CERCAIRES
COTYLICERQUES D'EAU DOUCE ET MARINES

Par Robert Ph. DOLLFUS

Sommaire

Il y a quelques années (1938), j'ai décrit le cycle évolutif d'un *Coitocaecidé* trouvé à Richelieu (Indre-et-Loire). Aucun Distome n'avait été, jusqu'alors, signalé en France comme appartenant à cette famille.

Après comparaison avec les espèces, jusqu'alors décrites, dont l'attribution aux *Coitocaecidæ sensu stricto* n'était pas douteuse, j'ai été amené à considérer l'espèce que j'ai étudiée à Richelieu comme nouvelle et j'ai proposé d'abord (1941, p. 39, 41) de l'appeler *Coitocaecum gallicum* et, plus récemment, *Nicolla gallica* (R.-Ph. D. 1941) R.-Ph. D. 1959.

Dans le présent travail, je donne d'abord des renseignements plus détaillés que dans mes publications antérieures sur cette espèce et son cycle évolutif, ensuite, un aperçu général sur les *Coitocaecidæ*, et je m'étends sur le groupe des cercaires cotylicerques d'eau douce et marines. L'homogénéité du groupe justifie ma superfamille *Podocotyloidea*.

- A) Description de *Nicolla gallica mihi*, adulte.
- B) Fréquence dans la nature et infestation expérimentale de poissons.
- C) Métacercaires.
- D) Progénèse de la métacercaire (déterminisme inconnu).
- E) Cercaire.

- F) Infestation expérimentale de *Gammarus* par la cercaire.
- G) Position de *Nicolla* dans la famille *Coitocaecidæ*.
- H) Liste des *Coitocaecinæ* des genres *Coitocaecum* et *Nicolla*.
- I) Caractéristiques spécifiques des cercaires cotylicerques.
- J) Les cercaires cotylicerques d'eau douce. Liste des espèces. Tableau.
- K) Les cercaires cotylicerques marines. Liste des espèces. Tableau des hôtes dans lesquels a été signalée la métacercare enkystée de cercaires cotylicerques marines.
- L) Les familles et les genres de *Podocotylodea*.
- M) Résumé.

A) Description de *Nicolla gallica mihi* adulte

Corps ovale allongé, peu épais, ayant sa plus grande largeur un peu en avant de la mi-longueur, contour s'atténuant lentement vers l'extrémité antérieure, diminuant peu de largeur dans la partie post-acétabulaire, arrondi à l'extrémité postérieure.

Cuticule non spinulée mais rugueuse, avec de fines rides transversales ondulées, irrégulières, très serrées, non interrompues au niveau des ventouses. Ventouse orale terminale à ouverture termino-ventrale. Acétabulum immédiatement en avant de la mi-longueur du corps, légèrement plus large que long, avec un diamètre moyen presque double de celui de la ventouse orale. Prépharynx très court, mais bien distinct lorsque la région préacétabulaire est en extension, pharynx globuleux ou faiblement ellipsoïdal, œsophage ayant environ deux fois la longueur du pharynx. Branches intestinales divergeant lentement, puis, à partir de la mi-longueur du corps, longeant les bords latéraux du corps, pour se continuer l'une par l'autre en formant un arc régulièrement arrondi, à une petite distance du bord postérieur.

L'appareil génital mâle comprend deux testicules non lobés, à contour circulaire ; le postérieur, généralement un peu plus gros que l'antérieur, occupe la concavité de l'arc intestinal ; l'antérieur est complètement ou partiellement en avant de lui, un peu obliquement déplacé vers la gauche au repos ; mais, lorsque le Distome se déplace librement et se met en extension, les testicules sont exactement l'un derrière l'autre et non pas obliquement. Entre le bord postérieur de l'acétabulum et le bord antérieur du testicule gauche, il y a une distance à peu près égale (parfois très peu inférieure, souvent un peu supérieure) au diamètre moyen de celui-ci.

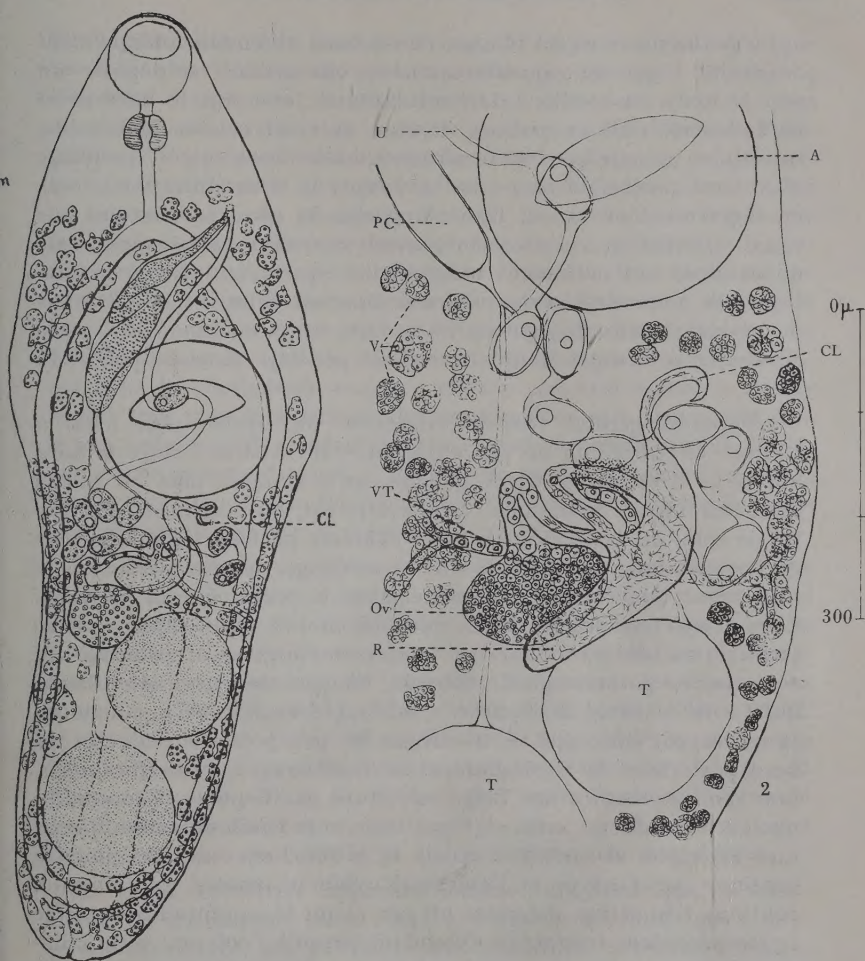


FIG. 1. — *Nicolla gallica* (R. Ph. Dollfus 1941), adulte, dessiné *in vivo*, de l'intestin de *Cottus gobio* L., à Richelieu (Indre-et-Loire). *Ipse legi* 25-8-1938.

Dimensions (mm.) de cet adulte : longueur 1,4 ; largeur 0,45 ; ventouse orale 0,123 ; ventouse ventrale 0,235 ; prépharynx 0,017 (de 0,010 à 0,020) ; pharynx 0,060. (Figure copiée de R. Ph. Dollfus 1959a, p. 373, fig. 1). CL : Canal de Laurer.

FIG. 2. — *Nicolla gallica* (R. Ph. Dollfus 1941). Région (dessinée *in vivo*) de l'ovaire et du receptaculum seminis d'un adulte obtenu expérimentalement chez *Anguilla anguilla* (L.), à Richelieu (Indre-et-Loire). *Ipse legi*, 10-8-1938.

A : Ventouse ventrale ; CL : Canal de Laurer ; Ov : Ovaire ; PC : Poche du cirre ; T : Testicule ; V : Vitellogènes ; VT : vitelloducte ; U : Utérus ; R : Receptaculum seminis.

La poche du cirre est longue, en massue, s'étendant obliquement de droite à gauche ; postérieurement, elle atteint ou dépasse un peu le niveau du milieu de l'acétabulum ; elle suit le bord droit et dorsal de celui-ci, puis le dépasse et vient croiser la branche intestinale gauche pour se terminer à mi-distance entre l'œsophage et le bord gauche du corps, au niveau de la bifurcation intestinale ou légèrement en avant. Dans la poche du cirre se trouvent : le canal éjaculateur, vraisemblablement éversible distalement sans qu'un cirre soit nettement individualisé, quelques cellules prostatiques et une volumineuse vésicule séminale interne ; il n'y a pas de vésicule séminale externe libre dans le parenchyme ; les vasa efferentia se réunissent peu avant de pénétrer dans la poche du cirre.

L'appareil génital femelle comporte un ovaire non lobé, à contour circulaire ou un peu elliptique ; il est situé contre le bord antérieur droit du testicule gauche, qu'il dépasse plus ou moins antérieurement ; le diamètre de l'ovaire est, au maximum, la moitié de celui du testicule gauche. L'oviducte part du bord antérieur de l'ovaire, fait bientôt un coude et se dirige vers la gauche ; à la mi-largeur du corps, il s'abouche avec le *receptaculum seminis*. Celui-ci est une grande poche plus ou moins transversale, qui se termine du côté droit par un cul-de-sac élargi et se prolonge du côté gauche par une partie rétrécie, un peu sinueuse, ascendante, qui forme le canal de Laurer, s'ouvrant dorsalement à gauche de la mi-largeur du corps, à un niveau un peu postérieur à celui du bord postérieur de l'acétabulum. Le bord antérieur du *receptaculum seminis* montre une large ouverture par laquelle il communique avec l'oviducte ; celui-ci, à partir de cette communication, prend une direction ascendante, reçoit le vitellooducte impair, puis se continue par l'ootype et l'utérus. L'oviducte montre une ciliation continue très active, débutant un peu avant la communication avec le *receptaculum seminis* et s'étendant jusqu'à l'ootype ; cette ciliation occupe même la partie terminale du vitellooducte impair. L'ootype n'est pas bien nettement individualisé, la légère dilatation qui lui correspond n'est pas constante et la glande de Mehlis qui l'entoure est réduite à quelques éléments clairsemés dans le parenchyme environnant.

Les vitellogènes sont constitués par des follicules assez gros, en dehors et en dedans des branches de l'intestin. Les plus antérieurs dépassent peu le niveau du pore génital ; je n'en ai pas observé qui atteignaient le pharynx ; postérieurement, les vitellogènes atteignent l'extrémité du corps, envahissant l'espace entre le tes-

ticule postérieur et le bord postérieur du corps ; on peut dire que les follicules vitellogènes sont répandus presque tout le long de l'intestin, dorsalement et latéralement, et s'étendent, çà et là, plus ou moins loin vers le plan sagittal ; au niveau du milieu de l'acétabulum, il y a une brève interruption des vitellogènes, ce qui permet de considérer le groupe antérieur des follicules comme plus ou moins séparé du groupe postérieur. Le vitellogène transverse est situé au niveau du *receptaculum seminis* et de l'ovaire ; à gauche de l'ovaire, il donne le vitellogène impair, très rarement un peu dilaté, qui se dirige antérieurement vers la portion distale de l'oviducte, où il s'ouvre par un orifice rétréci. Sur le vivant, on voit nettement les grosses cellules vitellines, à grand noyau, avancer dans le vitellogène impair ; elles y ont exactement le même aspect que plus loin lorsqu'elles sont mêlées aux spermatozoïdes et aux cellules-œufs et ensuite incluses dans les œufs utérins. L'utérus est relativement court, il décrit une ou deux boucles en avant de l'ovaire, puis passe dorsalement à l'acétabulum, croise la branche intestinale gauche et rejoint le pore génital.

Les œufs sont peu nombreux (1), il n'y en a généralement pas plus de huit à douze à la fois dans l'utérus, il est exceptionnel d'en trouver 15 à 16 ; ils ont une forme régulière, sans mucron antiporal, la coque est mince. Sur le vivant, huit œufs d'un même adulte obtenu chez *Anguilla anguilla* (L.) avaient les dimensions suivantes : $73,1 \mu \times 46,75 \mu$, $71,4 \times 42,5$, $68,42 \times 42,5$, $68 \times 42,92$, $68 \times 42,5$, $68 \times 41,65$, $68 \times 36,55$, $64,6 \times 42,5$; quatre œufs d'un autre adulte (prélevé chez un *Cottus*) mesuraient : $55,25 \mu \times 42,5 \mu$, 68×50 , 70×47 , $74,3 \times 53$; après fixation, j'ai trouvé des dimensions différentes, par exemple $60 \mu \times 36 \mu$. Je n'ai pas obtenu l'éclosion de l'œuf et je n'ai pas observé le miracidium.

La vessie excrétrice apparaît comme subcylindrique ou sacciforme, ou en massue, selon l'état d'extension des individus ; lorsqu'elle est dilatée, son extrémité antérieure peut atteindre l'ovaire, elle peut même s'avancer jusqu'au niveau du vitellogène transverse. Les canaux collecteurs principaux s'ouvrent un de chaque côté du cul-de-sac antérieur. Je n'ai pas pu compter exactement les protonéphridies ; il y en a au moins 8 paires.

(1) L'absence d'œufs dans l'utérus n'est pas incompatible avec l'état adulte. J'ai, par exemple, observé dans un *Cottus*, un spécimen parfaitement adulte (long. 1 mm. 26), comme le prouvaient ses vitellogènes, mais dont l'utérus était vide d'œufs, soit que les œufs n'aient pas encore commencé à se produire, soit qu'ils aient été déjà pondus.

DIMENSIONS. — Les adultes à maturité ont une longueur moyenne de 1,4 mm., avec une largeur de 0,45 ; la ventouse orale a un diamètre moyen de 0,123 (environ $0,127 \times 0,119$), l'acétabulum un diamètre moyen de 0,235 (environ $0,230 \times 0,238$) ; le prépharynx est long de 0,015 environ (de 0,010 à 0,020) ; le pharynx mesure environ $0,054 \times 0,063$, rarement moins (0,045 chez les petits individus).

La description et les dimensions ci-dessus sont données d'après l'observation sur le vivant d'individus trouvés dans l'intestin de *Cottus gobio* L. (infestation naturelle et infestation expérimentale) et dans l'intestin d'*Anguilla anguilla* (L.) (infestation expérimentale).

L'ingestion de métacercaires par les *Cottus* étant continue dans la nature, on trouve dans l'intestin d'un même *Cottus* des adultes de tailles très différentes et d'âges très divers. Je n'ai pas établi à partir de quelle durée d'enkystement la métacercaire atteint, dans son kyste, un développement suffisant pour être infestante, mais je suppose que cette durée peut être brève, inférieure même à une semaine en été. Je ne crois pas nécessaire que la métacercaire ait atteint le maximum de développement compatible avec son état enkysté pour qu'elle soit infestante ; rien ne prouve que les très jeunes individus (longs, par exemple, seulement de 0,76 mm.), que j'ai observés dans les *Cottus* et qui provenaient de jeunes métacercaires récemment ingérées, étaient inaptes à poursuivre leur évolution ; un « adulte jeune » peut très bien être beaucoup plus petit et moins avancé dans son développement qu'une métacercaire âgée.

B) Fréquence dans la nature et infestation expérimentale de Poissons

Les *Cottus gobio* L. capturés à l'écluse du Moulin de la Veude, en bordure du parc de Richelieu (Indre-et-Loire), ont été trouvés parasités dans la proportion de 3 sur 4 par le *Nicolla* ; le nombre de *Nicolla* dans chaque *Cottus* parasité était généralement de 2 à 6 ; il y en avait environ 2 sur 10 d'immatures.

D'un lot de 13 *Anguilla anguilla* (L.) acheté à Châtellerault (le 19 juillet 1938), six furent disséqués à l'arrivée au laboratoire pour s'assurer qu'elles n'étaient pas parasitées par des *Nicolla* avant les expériences ; les sept autres furent nourries, du 31 juillet au 10 août, de *Gammarus* et *Echinogammarus* porteurs de kystes de *Nicolla*. A la dissection, le 10 août, 5 sur les 7 ont montré dans

leur intestin de 5 à 30 individus du *Nicolla* ; quelques-uns de ces individus n'étaient pas à maturité, le plus grand nombre contenait des œufs.

D'un lot de six truites arc-en-ciel, *Salmo irideus* W. Gibb., acheté à Tours (le 9 août 1937), trois furent disséquées à l'arrivée au laboratoire et furent reconnues exemptes de *Coitocaecum* ; les trois autres furent nourries, du 9 au 18 août, de *Gammarus* et *Echinogammarus* porteurs de kystes de *Nicolla*. A la dissection, le 18 août, des *Nicolla* furent trouvés dans toutes les trois, mais presque tous étaient immatures, et les quelques-uns qui avaient des œufs (2) ne manifestaient aucune activité génitale : ils étaient en tous points conformes à la métacercaire progénétique tirée de son kyste et non pas à l'adulte ; d'où la conclusion que la truite arc-en-ciel ne semble pas offrir à ce *Nicolla* un milieu suffisamment favorable pour que la métacercaire y devienne un adulte normal ; sous l'influence des liquides digestifs de l'hôte, la métacercaire se trouve libérée dans l'intestin, elle s'y maintient quelque temps, mais n'y poursuit pas son évolution.

C) Métacercaire

Echinogammarus berilloni (Catta) et *Gammarus pulex* L., vivant dans la même biocénose que les *Cottus gobio* L., furent trouvés héberger trois espèces distinctes de métacercaires enkystées, dont celle de *Nicolla gallica mihi*. Les gammarides de ces deux espèces étaient parasités dans la proportion de 1 sur 2 à 1 sur 4 selon les lots (3) par cette métacercaire, mais je n'ai jamais observé plus de quatre kystes de *Nicolla* à la fois dans un même gammaride ; lorsque les kystes étaient plus nombreux, ils n'étaient pas tous des kystes de *Nicolla*.

Les kystes métacercariens de *Nicolla gallica mihi* sont presque toujours ovales, très rarement sphériques, ils ont une paroi transparente, plutôt mince et très déformable par pression ; sans compression, ils mesurent, à maturité, par exemple : $300 \times 575 \mu$, $462 \times 500 \mu$ (les kystes plus petits ne sont pas mûrs) ; les grands kystes, fortement comprimés entre lame et lamelle, arrivent à mesurer environ $700 \times 500 \mu$.

(2) Ces œufs mesuraient de $61 \mu 3 \times 33 \mu 8$ à $63 \mu 4 \times 29 \mu 6$.

(3) Plusieurs centaines de ces deux espèces de Gammarides furent examinées chaque été de juillet à septembre, de 1935 à 1938.

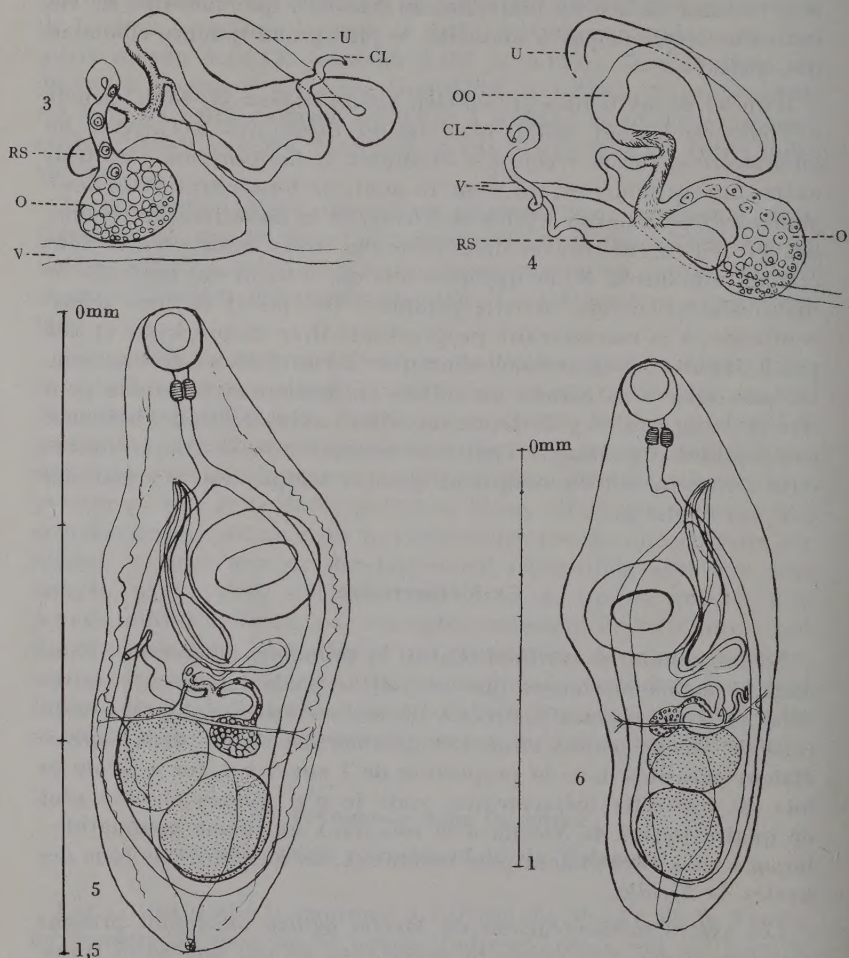


FIG. 3-4. — *Nicolla gallica* (R. Ph. Dollfus 1941). Région (dessinée *in vivo*) de l'ovaire et du receptaculum seminis chez des métacercaires enkystées dans la nature chez *Echinogammarus Berilloni* (Catta) à Richelieu (Indre-et-Loire). *Ipsé legi*, 24-8-1936.

CL : Canal de Laurer ; O : Ovaire ; RS : Receptaculum seminis ; OO : Ootype ; V : Vitelloducte ; U : Utérus. (Figures copiées de R. Ph. Dollfus 1959a, p. 374, fig. 2-3).

FIG. 5. — *Nicolla gallica* (R. Ph. Dollfus 1941). Métacercaire tirée de son kyste chez *Echinogammarus Berilloni* (Catta), à Richelieu (Indre-et-Loire). *Ipsé legi*, 13-8-1935. Vue dorsale.

FIG. 6. — Même espèce, même hôte, même provenance que pour la fig. 5. *Ipsé legi*, 23-8-1936. Vue ventrale.

La métacercaire complètement formée, tirée de son kyste, a un contour ovale s'atténuant un peu antérieurement et s'arrondissant postérieurement. Même en extension, elle est proportionnellement un peu plus large que l'adulte. Ses dimensions atteignent presque celles de l'adulte et son organisation est presque la même ; cependant, on distinguera toujours la métacercaire à maturité de l'adulte par le peu de développement de ses vitellogènes ; leurs follicules restent très petits et peu distincts, alors qu'ils sont gros et très manifestes chez l'adulte.

Par rapport aux testicules, l'ovaire est légèrement plus petit chez la métacercaire mûre que chez l'adulte ; en outre, il arrive assez souvent que la poche du cirre s'étende un peu plus loin postérieurement chez la métacercaire mûre que chez l'adulte. Comme chez l'adulte, le receptaculum seminis est bien développé et peut être gonflé de spermatozoïdes ; le testicule antérieur est légèrement plus petit que le postérieur.

DIMENSIONS. — Une métacercaire tirée de son kyste, légèrement aplatie par la pression de la lamelle et un peu contractée, a donné les dimensions suivantes : longueur : 0,875 mm. ; largeur : 0,427 ; ventouse orale : $0,112 \times 0,127$; acétabulum : $0,243 \times 0,247$; prépharynx : 37μ ; pharynx : $48,7 \mu \times 63,7 \mu$; œufs : $52,5 \mu \times 26,25 \mu$.

Une seconde métacercaire mesurée dans les mêmes conditions, mais en extension, a donné les dimensions suivantes : longueur : 1,117 mm. ; largeur : 0,281 ; ventouse orale : 0,09 ; acétabulum : $0,172 \times 0,225$; prépharynx : 43μ ; pharynx : $41,25 \mu \times 48,75 \mu$; œsophage : 157μ ; testicule antérieur : $120 \mu \times 165 \mu$; testicule postérieur : $93,75 \mu \times 176,25 \mu$.

La plus grande des métacercaires mesurées (fig. 5) atteignait une longueur de 1,5 mm., avec un acétabulum de 0,3 mm.

D) Progénèse de la métacercaire (déterminisme inconnu)

La métacercaire n'est pas toujours progénétique ; il y a des individus dont l'utérus est vide d'œufs, même lorsque l'ovaire est nettement fonctionnel et émet des ovocytes dans l'oviducte, ce qui est bien visible sur le vivant.

Beaucoup de métacercaires n'ont qu'un ou deux œufs, mais j'ai, une fois, observé (chez une métacercaire longue de 1,4 mm.) 16 œufs ; le plus petit mesurait $56,25 \mu \times 41,25 \mu$; les moyens, $67,5 \mu$ de long sur $37,5 \mu$ à $41,25 \mu$ de large ; le plus gros, $69,3 \mu$

× 43,12 μ (3^{bis}). Ces œufs étaient, au moins en apparence, semblables aux œufs des adultes dans le poisson hôte définitif, sauf qu'ils étaient, en moyenne, un peu plus petits.

J'ai trouvé, côte à côte, des spécimens progénétiques et d'autres non progénétiques. J'ai été amené à me demander quel était le déterminisme de la progénèse. Mes observations ne me permettent pas de proposer d'hypothèse à ce sujet (4). J'ai seulement envisagé que les métacercaires présentant la progénèse pourraient être celles plus âgées, résultant d'une infestation du gammare au cours de l'été précédent.

Il faut bien le reconnaître, ce déterminisme nous échappe encore complètement. Aucun des biologistes qui ont étudié la progénèse chez les cercaires et métacercaires n'a réussi à la provoquer expérimentalement et n'a apporté une contribution positive à la connaissance des facteurs qui la déclenchent ; ils n'ont présenté que de vagues hypothèses.

Rappelons cependant que F. J. Etges (1953, p. 647), ayant placé des métacercaires enkystées de *Maritrema obstipum* (H. J. Van Cleave & J. F. Mueller 1932) dans du « frog Ringer's », et les ayant soumises alternativement à la température du laboratoire et à celle d'un réfrigérateur (8°-10° C.), observa, au bout de 14 jours, un cas de progénèse : les œufs contenus dans la métacercaire étaient apparemment normaux. Rappelons aussi que le déclenchement de la production d'œufs a été obtenu expérimentalement, facilement et à volonté, par R.-Ph. Dollfus, J. Timon-David et J. Rebecq (1956, p. 2997-2998), chez des *Codonocephalus urniger* (Rudolphi 1819) immatures (post-larves), en 48 heures, dans du Ringer stérile, renouvelé toutes les 12 heures et maintenu à 38° C.

E) Cercaire

Dans la même biocénose que les *Cottus gobio* L., les *Gammarus pulex* L. et les *Echinogammarus berilloni* (Catta), vivent divers Insectes, en particulier des larves d'*Helmis* (5), des Hémiptères, ainsi que des Mollusques, dont *Theodoxia* (= *Neritina*) *fluviatilis* (L.) est le plus abondant. Tous ces Invertébrés ont été examinés

(3^{bis}) Lors de récentes recherches, des métacercaires contenant 36 à 50 œufs ont été récoltées au laboratoire de Richelieu (Indre-et-Loire) par Alice Buttner, Le Van Hoa et Marie-Thérèse Bayle.

(4) De même, les métacercaires de *Pleurogenes medians* (P. J. Olsson), trouvées en même temps dans les mêmes *Echinogammarus* et *Gammarus*, étaient les unes progénétiques, les autres non, et elles vivaient toutes dans les mêmes conditions physico-chimiques.

(5) Il s'agit de larves aux stades 4 et 5 d'*Helmis Maugei* Bedel. Je dois cette identification à l'obligeance de mon collègue et ami Henri Bertrand.

pour leurs parasites. Presque tous les *Theodoxia* hébergent un ou deux *Chaetogaster* ; en outre, un certain nombre hébergent des sporocystes. Quelques lots de ce gastropode ont été trouvés parasités dans la proportion de 20 à 40 %, d'autres lots seulement dans la proportion de 5 à 10 %. Il s'agit de sporocystes simples, cylindriques, blanchâtres ou parfois d'un jaune brunâtre à maturité, relativement peu mobiles, longs de 1 à 3 mm., avec un diamètre de 0,14 à 0,25 environ. Dans les grands sporocystes mûrs, il y a jusqu'à une quarantaine de cercaires. Il s'agit d'une cercaire cotylicerque tout à fait typique (fig. 7-11).

J'en ai donné (1938, p. 431-432) la description suivante :

« Longueur totale variant de 0,25 mm. à 0,36 mm. au repos, mais pouvant atteindre le double lors du maximum des mouvements d'extension ; la largeur varie de 0,060 à 0,085 au repos, mais devient moitié moindre lors de l'étirement maximum de l'extension. L'appendice caudal est long de 0,038 à 0,058, avec une largeur presque égale au repos et environ moitié moindre en extension ; sa cavité est revêtue d'une couche de grosses cellules à contenu granuleux (5^{bis}). La ventouse orale a un diamètre moyen de 0,04 env., mais peut s'allonger longitudinalement et mesurer alors, par exemple, 0,038 sur 0,059 ; inséré dans son bord antéro-dorsal se trouve un stylet court et large de 17 à 18 μ sur 6 à 7 μ .

« La ventouse ventrale a un diamètre de 0,04 à 0,06 ; son centre est toujours en arrière de la mi-longueur du corps (sans l'appendice caudal). Cette ventouse est susceptible d'évagination ; le repli circulaire qui l'entoure, et que l'on voit chez la cercaire au repos, disparaît alors.

« En avant de la ventouse ventrale, il y a, de part et d'autre du plan sagittal, un groupe de grandes cellules glandulaires à contenu granuleux, non éosinophile ; l'observation directe sur le vivant ne m'a permis de voir distinctement, dans chaque groupe, que quatre cellules, mais il est possible qu'il y en ait une ou deux de plus, masquées par celles qui sont bien apparentes ; ce point sera précisé plus tard sur des coupes. Le corps de ces grandes cellules se prolonge par un canal ; les canaux d'un même côté du corps sont réunis en un faisceau et, de part et d'autre du stylet, s'ouvrent les canaux d'un des faisceaux.

(5^{bis}) Au repos, la cavité de l'appendice caudal est virtuelle et l'on voit un massif cellulaire central se colorant intensément par l'éosine et le rouge de pyronine en solution très étendue, alors que le tissu périphérique reste incolore. Ce massif cellulaire comprend 3 assises superposées de grandes cellules globuleuses à contenu granuleux et gros noyau ; l'assise antérieure et l'assise postérieure ont chacune environ 4 cellules, l'assise moyenne environ 5.

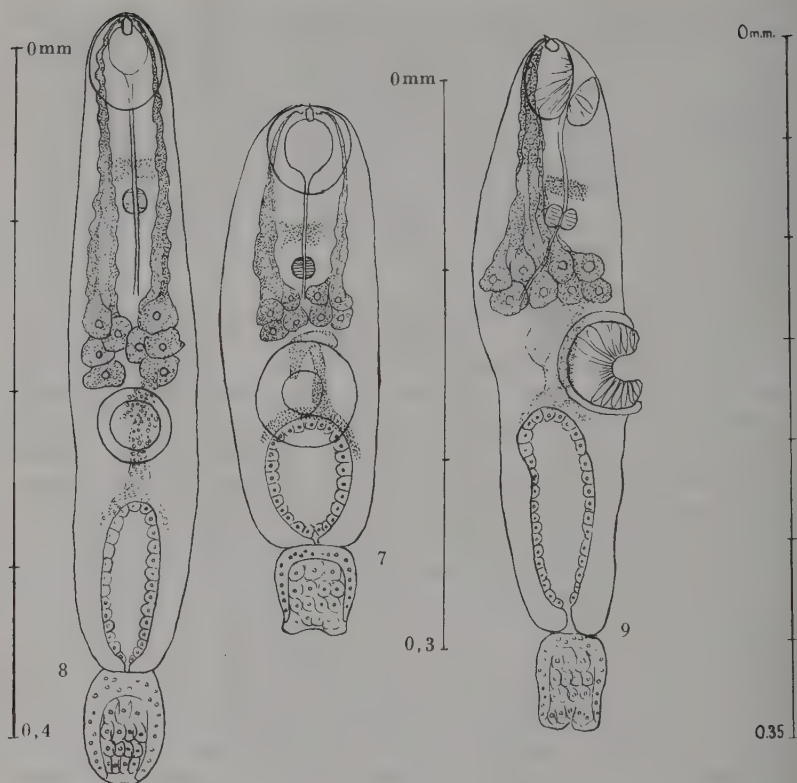


FIG. 7-8. — *Cercaria* : *Nicolla gallica* (R. Ph. Dollfus 1941), de la masse viscérale de *Theodoxia fluviatilis* (L.) à Richelieu (Indre-et-Loire). *Ipsa legi*, 2-8-1938. — Deux cercaires vues de face. La distance de l'extrémité antérieure au centre de la ventouse ventrale varie de 0,170 à 0,193 mm. Le centre de la ventouse ventrale est toujours en arrière de la mi-longueur du corps, non compris l'appendice caudal.

FIG. 9. — *Idem*. Cercaire en vue latérale. Le fond de la ventouse ventrale est protractile et peut faire saillie extérieurement, il est alors facile de voir que sa surface est fortement rugueuse.

« A la ventouse orale fait suite un prépharynx, long, par exemple, de 35 à 50 μ , qui, au-delà du ganglion nerveux, atteint le pharynx ; celui-ci, un peu moins long que large, peut mesurer par exemple 13 μ sur 15 et jusqu'à 22 μ sur 27 ; l'œsophage lui fait suite, mais n'est pas complètement formé et ne peut pas être suivi au-delà des glandes du stylet ; les branches intestinales ne sont pas encore développées. En arrière de la ventouse ventrale se trouve la

vessie, très volumineuse, sacciforme, qui peut atteindre antérieurement le bord postérieur de la ventouse, et s'étend presque tout à fait jusqu'à l'insertion caudale. La cavité de la vessie est limitée par une couche de très grosses cellules presque cubiques ; il y a 8 ou 10 protonéphridies de chaque côté du corps. Les ébauches génitales sont situées dorsalement à l'acétabulum, elles le dépassent un peu antérieurement (ébauche de la poche du cirre) et s'étendent postérieurement jusqu'au cul-de-sac de la vessie, où elles se terminent par une courte bifurcation. »

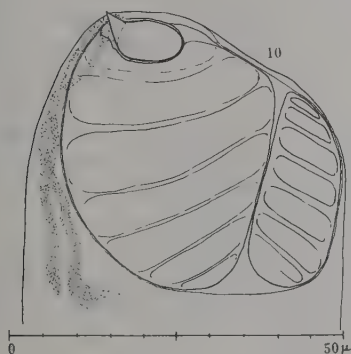


FIG. 10. — *Idem*. Position du stylet au repos. Longueur totale du stylet 12,5 μ , épaisseur 6,5 μ ; longueur du manche sans le mucron terminal 10 μ . Cercaire : longueur de 0,308 mm., dont 0,048 pour l'appendice caudal. *Ipsé legi*, 4-8-1938.

FIG. 11. — *Id.* Stylet vu de face ; longueur 15 μ , largeur 6,5 μ .

F) Infestation expérimentale de *Gammarus* par la cercaire

Les cercaires à maturité quittent le mollusque, se déplacent en prenant appui alternativement par leur ventouse orale et leur appendice caudal ; leur progression rappelle celle d'une sangsue ou d'une chenille géométride. Bientôt, les cercaires se tiennent dressées dans l'eau, fixées par leur appendice caudal aux coquilles et aux objets environnants. Lorsqu'un Gammarus passe à leur portée, elles s'y attachent et y pénètrent, perdant alors leur appendice caudal. Dans le Gammaride, les cercaires, après s'être déplacées quelque temps, parfois plusieurs heures, s'enkystent assez rapidement. Le kyste, restant mince, grandit en même temps que la métacercaire incluse ; au bout de cinq ou six jours, si les circons-

tances sont favorables, la métacercaire peut déjà avoir développé son tube digestif et la plus grande partie de son appareil génital.

Des *Gammarus pulex* L., prélevés dans une source voisine du domaine de Richelieu (en bordure de la route de Châtellerault), ont été placés (5 août 1938), dans un récipient contenant à la fois des *Theodoxia* émettant des cercaires et des cercaires tirées par dissection de leurs sporocystes. De nombreux examens préalables avaient permis de reconnaître que les *Gammarus* de cette source n'étaient jamais parasités par des métacercaires de *Nicolla*. A la date du 9 août, donc le 5^e jour de l'expérience, les *Gammarus* furent séparés des *Theodoxia* et disséqués ; ils furent trouvés, dans la proportion de 5 sur 7, porteurs de kystes métacercariens de *Nicolla* ; sur huit kystes, six étaient achevés et deux en cours de sécrétion par la cercaire.

Les métacercaires contenues dans les kystes achevés furent reconnues identiques en tous points à celles d'enkystement récent, observées dans la nature, chez les *Gammarus* et *Echinogammarus* vivant en biocénose avec les *Theodoxia* et les *Cottus*.

Il était ainsi prouvé que le cycle des *Nicolla gallica* à Richelieu a comme premier hôte *Theodoxia*, comme deuxième hôte soit *Gammarus*, soit *Echinogammarus* (6), comme hôte définitif *Cottus gobio* L., et vraisemblablement aussi *Anguilla anguilla* (L.).

G) Position de *Nicolla* dans la famille

Coitocaecidae Y. Ozaki (1928, p. 5 ; 1929, p. 76)

Avant de considérer *N. gallica mihi* comme une espèce particulière, je l'ai d'abord comparée aux diverses espèces décrites des eaux douces d'Europe et attribuées au genre *Coitocaecum*. Ce sont, par ordre chronologique : *C. skrjabini* S. V. Ivanitzky 1928, *C. ovatum* S. V. Pigulevsky 1931, *C. macrostomum* S. V. Pigulevsk 1931, *C. testiobliquum* L. W. Wisniewski 1932, *C. proavatum* L. W. Wisniewski 1933.

D'après la description originale d'Ivanitzky (1928, p. , fig. 1), *skrjabini*, pour un corps mesurant $1,27-2,93 \times 0,34-0,54$, la ventouse orale est très grande (0,156) par rapport à la ventrale (0,16-0,30) ; les testicules sont relativement petits ($0,1575 \times 0,2625$ et $0,1750 \times 0,2625$) ; les œufs ont $77,7-85 \times 45 \mu$; la poche du cirre

(6) Il est probable que les *Asellus* et d'autres invertébrés peuvent aussi héberger la métacercaire enkystée, cette question sera l'objet de recherches ultérieures.

est plutôt courte, ne croisant pas l'intestin ; les vitellogènes forment de chaque côté du corps un groupe antérieur et un groupe postérieur, avec interruption au niveau du milieu de la ventouse ventrale ; les groupes postérieurs sont confluent en arrière des testicules.

Les deux espèces de Pigulevsky, *macrostomum* et *ovatum*, ressemblent quelque peu à *skrjabini*, mais ont des testicules orientés transversalement, une très grande ventouse ventrale qui atteint presque, chez *macrostomum*, les bords latéraux du corps, les vitellogènes sont interrompus au niveau du milieu de la ventouse ventrale chez *ovatum*, mais continus à ce niveau chez *macrostomum*. Les deux espèces ont une petite poche du cirre, brièvement piriforme, médiane, dont la moitié postérieure s'étend en arrière du bord antérieur de la ventouse ventrale.

Un tableau des caractères comparés de *skrjabini*, *macrostomum* et *ovatum* a été donné par Pigulevsky (1932, p. 439). D'après ce tableau, il s'agit d'espèces nettement séparées et bien distinctes.

Ni Ivanitzky, ni Pigulevsky n'ont dit avoir observé un *receptaculum seminis* et avoir vu un cirre individualisé dans la partie distale de la poche du cirre.

L'opinion actuelle des helminthologistes russes et ukrainiens est contraire à l'opinion de Pigulevsky ; il s'agit en réalité d'une seule espèce à très grande variabilité individuelle. A. P. Markevitch (1951, p. 130-131, fig. 49, d'après V. P. Koval) a placé les deux espèces de Pigulevsky en synonymie de *skrjabini*. Bien plus, un genre nouveau, *Crowcrocaecum*, a été créé pour *skrjabini* = *macrostomum* = *ovatum* par K. I. Skrjabin & V. P. Koval (1956, p. 93-94 ; 1958, p. 382-383, 383-416, fig. 123-132 a), qui ont longuement insisté sur sa variabilité. Ces auteurs ont reconnu l'existence d'un *receptaculum seminis* (voir leur fig. 128 et p. 397, 399-400).

Ainsi que je l'ai signalé antérieurement (1959 a, p. 372), *ovatum* = *skrjabini* étant le générotipe de *Nicolla*, le genre *Crowcrocaecum* disparaît, ayant même générotipe.

Les deux espèces de Wisniewski diffèrent autant que la précédente de *gallica*. Chez *proavitum*, la poche du cirre reste au voisinage du bord antérieur de la ventouse ventrale, sans s'étendre jusqu'au niveau du milieu de celle-ci ; les testicules sont allongés transversalement ; l'oesophage a, à peu près, la longueur du pharynx ; l'orifice génital est au même niveau que le bord postérieur du pharynx ; les vitellogènes atteignent le niveau du pharynx ; tous ces caractères empêchent de confondre *proavitum* et *gallica*. Chez *testiobliquum*, l'inégalité entre le testicule postérieur et l'an-

térieur est beaucoup plus marquée que chez *gallica* ; l'ovaire est relativement plus gros ; l'œsophage plus court ; les vitellogènes atteignent le niveau du bord postérieur de la ventouse orale. Wisniewski n'a pas vu de *receptaculum seminis* chez son *testiobliquum*, mais K. I. Skrjabin & V. P. Koval (1958, p. 419) relatent que, contrairement à Wisniewski, ils ont constaté la présence d'un *receptaculum seminis* chez les spécimens de *testiobliquum* des Carpathes qu'ils ont examinés. On ne peut donc pas s'appuyer sur ce point particulier de la description de Wisniewski pour séparer *gallica* de *testiobliquum*, mais un caractère important sépare ces espèces : le stylet de la cercaire de *testiobliquum* a été figuré par Wisniewski (1933, p. 267-268, fig. 4-5) ; il a une forme coudée particulière, très différente de celle du stylet de la cercaire de *gallica*.

Il est fort probable que, aussi chez *proavitum*, il existe un *receptaculum seminis* non vu par Wisniewski, cet organe n'étant souvent pas discernable lorsqu'il n'est pas gonflé de spermatozoïdes ; nous considérerons donc *proavitum* comme un *Nicolla* et nous dirons, dans la définition émondée de ce genre : « *receptaculum seminis* présent ou non observé ».

La comparaison de *gallica* avec d'autres espèces de *Coitocaecinæ* d'eau douce (Europe, Chine, Japon, Australie, Tasmanie, Nouvelle-Zélande) et avec les espèces marines (Océan Pacifique) m'a montré qu'aucune d'elles, sauf *timoni*, ne possède de *receptaculum seminis*, à moins que celui-ci n'ait échappé à l'attention des descripteurs.

Actuellement, environ 20 espèces ont été placées dans le genre *Coitocaecum* (il y a évidemment des synonymes). Wisniewski en connaissait 10, dont 8 par les descriptions et figures publiées ; il a tenté de les séparer en trois genres :

1. *Coitocaecum* W. Nicoll 1915, *sensu* Wisniewski (1933 *b*, p. 31-33, fig. 2 *b* ; 1934, p. 32-34, fig. 3 *b*), pour les espèces à poche du cirre relativement longue, claviforme, avec ou sans éléments musculaires, atteignant le milieu de la ventouse ventrale et comprenant deux parties : ductus ejaculatorius et vésicule séminale. Pore génital situé entre la bifurcation intestinale et le milieu du pharynx, du côté gauche. Dans ce genre, Wisniewski a placé, outre le génératype (*gymnophallus*), ses *testiobliquum* et *proavitum*, qui, nous l'avons vu, ne peuvent pas y être maintenus.

2. *Nicolla* L. W. Wisniewski (1933 *b*, p. 31-35, fig. 2 *a* ; 1934, p. 32, 34-35, fig. 2 *a*) (7) pour les espèces à poche du cirre courte, sacciforme,

(7) Par suite d'une erreur typographique, on trouve à la fois *Nicolla* et *Nicollia* dans L. W. Wisniewski 1933*a*, p. 6 ; dans 1933*b*, p. 31-36, on trouve seulement *Nicollia*, qui est corrigé en *Nicolla* dans 1934, p. 32, 34-37.

pourvue d'éléments musculaires, ne dépassant pas postérieurement la partie antérieure de la ventouse ventrale. Pore génital médian, en arrière de la bifurcation intestinale. Dans ce genre, Wisniewski a placé les deux espèces de Pigulevsky (*ovatum* et *macrostomum*).

3. *Ozakia* L. W. Wisniewski (1933 *b*, p. 31-37, fig. 2 *c* ; 1934, p. 32-38, fig. 3 *c*), pour les espèces à poche du cirre très réduite, avec ou sans éléments musculaires, ne s'étendant pas postérieurement assez loin pour croiser la branche correspondante de l'intestin. La poche du cirre contient une petite vésicule séminale interne et il y a une grande vésicule séminale externe libre dans le parenchyme. Le pore génital est à gauche entre le niveau de la bifurcation intestinale et celui du pharynx. Dans ce genre, Wisniewski a placé les cinq espèces d'Ozakî (*plagiorechis*, *latum*, *orthorchis*, *diplobulbosum*, *unibulbosum*).

Wisniewski avait interprété « the large simple vesicula seminalis » de la description et de la figure données du générotipe par Nicoll (1915, p. 25-26, 41, pl. IV, fig. 2) comme une poche du cirre, alors qu'il s'agissait d'une grande vésicule séminale externe libre dans le parenchyme. Nicoll a écrit « no true cirrus-pouch » et « absence of a cirrus-pouch », ce qui a contribué à égarer Wisniewski.

P. W. Crowcroft (1951, p. 252-254, fig. 1, *Coitocaecum gymno-phallum* Nicoll) a étudié les spécimens types de Nicoll ; il a observé un « small membranous cirrus sac enclosing a short terminal portion of the male duct » et nettement constaté que la grande vésicule séminale était presque entièrement en dehors de ce « cirrus sac » rudimentaire. Le genre *Ozakia* disparaissait et tous les *Ozakia* (8), comme le reconnut P. W. Crowcroft (1951, p. 254), redevenaient des *Coitocaecum*.

Pour classer les *Coitocaecinæ*, il est important de ne pas confondre la vésicule séminale externe avec une poche du cirre. La poche du cirre a une paroi propre, pourvue de fibres musculaires plus ou moins nombreuses, et cette paroi est distincte de celle de la vésicule séminale contenue dans la poche.

Lorsqu'il y a une plus ou moins longue vésicule séminale externe libre dans le parenchyme et qu'il n'y a pas, au moins généralement (8^{bis}), de *receptaculum seminis*, il s'agit du genre *Coitocaecum*

(8) Wisniewski avait été temporairement suivi par H. W. Manter (1947, p. 286) qui avait fait passer dans *Ozakia* les espèces : *anaspidis*, *glandulosum*, *tropicum*, *acanthogobium*, *koreanum*, *leptoscaris*, *parvum*, *xesuri*.

(8^{bis}) Je suis aujourd'hui moins affirmatif que dans ma note préliminaire (1959, p. 375) au sujet de l'absence de *receptaculum seminis* dans le genre *Coitocaecum* s. str. Cet organe peut facilement échapper à l'observation s'il est caché par l'ovaire et je suppose qu'il existe au moins chez quelques espèces. J'ai récemment étudié un *Coitocaecum* s. str., qui sera décrit ultérieurement, chez lequel un *receptaculum seminis* semble bien présent.

sensu stricto. L'extrémité du canal éjaculateur peut être protractile sans qu'il y ait un organe copulateur bien différencié ; il y a tous les passages entre un cirre très petit, mais individualisé (comme chez *anaspidis* = *parvum*, *tylogonium*, *tropicum*, *acanthogobium*), et l'absence complète de cirre. De même, il y a tous les passages entre une petite poche du cirre individualisée, avec glandes prostaticues et vésicule séminale interne, et l'absence complète de poche du cirre ; mais, le plus souvent, on peut distinguer au moins un rudiment de poche du cirre autour de l'extrémité du canal éjaculateur.

Je conserve dans *Coitocaecum* toutes les espèces pourvues d'une vésicule séminale externe, qu'il existe ou non un rudiment de cirre, avec ou sans poche du cirre individualisé.

Il reste à classer les espèces pourvues d'une poche du cirre bien développée, plus ou moins musculeuse, non très petite, non rudimentaire, contenant la vésicule séminale et le canal éjaculateur, sans cirre individualisé ou seulement avec un rudiment de cirre. Ce sont *skrjabini* = *macrostomum* = *ovata* (9), *proavatum* et *testiobliquum*, *gallica* et *timoni*. Ainsi que je l'ai dit, ce sont des *Nicolla*, qu'un *receptaculum seminis* ait été observé, ou non.

Le tableau ci-après résume, d'après les descriptions et figures originales, ce qui a été publié sur l'appareil ♂ terminal de chaque espèce.

Était-il justifié de séparer les *Coitocaecum* dans une famille séparée de celle des *Opecoelidæ* ? Cela a été très discuté. Lorsque Y. Ozaki (1925, p. 420 ; 1925, p. 52) annonça qu'il avait découvert au Japon deux espèces de *Coitocaecum* pourvus d'une poche du cirre, chez lesquelles la partie principale de la vésicule séminale était en dehors de la poche du cirre comme chez *Opecoelus*, il admit (1925, p. 420 ; 1925, p. 53) *Coitocaecum* comme 2^e genre de sa famille *Opecoelidæ* Y. Ozaki 1925.

1^o Espèces pourvues d'une vésicule séminale externe libre dans le parenchyme. *Receptaculum seminis* absent ou non observé. Gen. *Coitocaecum* W. Nicoll s. str. :

(9) La responsabilité de cette synonymie est due, je le rappelle, à Skrjabin et Koval (1958, p. 382) ; elle est fondée sur de nombreuses observations et comparaisons d'individus récoltés en même temps dans un même hôte et sur les modifications qui apparaissent avec l'âge. M. S. Komarova (1951, p. 1127-1128, fig.) a figuré 19 individus d'âges divers montrant de telles modifications.

D'après V. P. Koval (1955, p. 96, 98) *Plagioporus acerinæ* (Pigulevsky 1931) [*Lebouria acerinæ* Pigulevsky 1931] est synonyme de *C. skrjabini* Ivan. (cf. Skrjabin et Koval, 1958, p. 429-430).

		Poche du cirre (cirrus sac)	Cirre
A. Espèce d'Australie (inclus. Tasmanie et Nouvelle-Zélande).	<i>C. gymnophallum</i> W. Nicoll 1915.	très rudimentaire, sans vésicule séminale interne.	non nettement individualisé.
	<i>C. araspidis</i> V. V. Hickman 1934. = <i>parvum</i> F. W. Crowcroft 1945.	très petite, souvent latérale, sans vésicule séminale interne, mais avec glandes prostatiques.	rudimentaire mais présent.
	<i>C. tylogonium</i> H. W. Manter 1954.	bien individualisée, contenant un prolongement de la vésicule séminale externe.	présent (Manter 1954, p. 372).
B. Espèce du Pacifique oriental (Colombie, Mexique, Galapagos).	<i>C. tropicum</i> H. W. Manter 1940.	bien individualisée.	présent (« delicate cirrus », Manter 1940, p. 372).
C. Espèces du Japon, de Chine, de Corée, des Îles Palaus.	<i>C. plagiorchis</i> Y. Ozaki 1926. = <i>C. sp.</i> Y. Ozaki 1925.	petite, avec vésicule séminale interne inconstante.	non individualisé.
	<i>C. sp.</i> Kuang Wu 1937.	petite, avec vésicule séminale interne.	non individualisé.
	<i>C. orthorchis</i> Y. Ozaki 1926. = <i>C. sp.</i> Y. Ozaki 1925.	très petite, rudimentaire, sans vésicule séminale interne.	non individualisé.
	<i>C. latum</i> Y. Ozaki 1929.	petite et musculuse.	non individualisé.
	<i>C. diplobulbosum</i> Y. Ozaki 1929.	petite avec vésicule séminale interne.	non individualisé.
	<i>C. unibulbosum</i> Y. Ozaki 1929.	<i>id.</i>	<i>id.</i>
	<i>C. glandulosum</i> Y. Ozaki 1934.	bien individualisée sans vésicule séminale interne.	<i>id.</i>
	<i>C. acanthogobium</i> J. T. Park 1939.	<i>id.</i>	présent
	<i>C. koreanum</i> J. T. Park 1939.	<i>id.</i>	<i>id.</i>
	<i>C. callyodontis</i> S. Yamaguti 1942.	présente, sans vésicule séminale interne.	non individualisé.
	<i>C. xesuri</i> S. Yamaguti 1940.	présente, très petite.	non individualisé.
	<i>C. leptoscari</i> S. Yamaguti 1940.	petite « some what muscular ».	non individualisé.
	<i>C. palaoensis</i> T. T. Ogata 1942.	rudimentaire, membraneuse avec vésicule séminale interne et cellules prostatiques.	<i>id.</i>

H) Liste des Coltoacacidae des genres Coltoacacum et Nicolla

GENRE ET ESPÈCE	HÔTES DE L'ADULTE	HÔTES DE LA MÉTACERCAIRE	PRO- GÉNÉ- SE	DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES
1° AUSTRALIE ET DE- PENDANCES : <i>C. gymnophallum</i> W. Nicoll 1915.	<i>Sparus australis</i> Günther.	?		Cleveland Bay (North Queensland).	W. Nicoll 1915, p. 25-26, pl. IV, fig. 2. P. W. Crowcroft 1951, p. 252-254, fig. 1.
<i>C. anaspidis</i> V. V. Hick- man 1934.	a) ? b) <i>Gobiomorphus gobioides</i> (Cuv. Val.), <i>Salmofario</i> L., <i>Galaxias brevipinnis</i> Günther, <i>Galaxias attenuatus</i> Jenyns, « Eel » (<i>Anguilla</i> sp.). c) <i>Anguilla dieffenbachii</i> Gray. <i>Pseudaphritis urvilei</i> (Cuv. Val.), <i>Galaxias attenuatus</i> Jenyns. <i>Galaxias attenuatus</i> Jenyns. <i>Centriscopterus humerosus</i> (Richardson).	a) <i>Anaspides tasmaniae</i> Thompson et Gammarus sp. b) <i>Paracalliope fluviatilis</i> Thompson. c) <i>Paracalliope fluviatilis</i> Thompson. ?	+	a) Mt. Wellington (Tasmanie). b) Heathcote River et Selwyn River (Nouvelle-Zélande). c) Wellington (Nouvelle Zélande). Risdon (Tasmanie). Tasmanie. Porto Bello (Nouvelle Zélande).	a) V. V. Hickman 1934, p. 121-128, fig. 1-6. b) W. V. MacFarlane 1939, p. 173-183, fig. 1-13. c) H. W. Manter 1954, p. 520. F. W. Crowcroft 1915, p. 63-66, pl. VIII, fig. 1, pl. IX, fig. 3-4. 1951, p. 253, 255, fig. 2-5. H. W. Manter 1954, p. 519-520, fig. 43.
<i>C. tylogonium</i> H. W. Manter 1954. 2° JAPON, CHINE, CO- REE, ILES PALAU : <i>C. plagiiorchis</i> Y. Ozaki 1926.	a) <i>Mogurnda obscura</i> Temm. et Schleg. b) <i>Mogurnda obscura</i> Temm. et Schleg. <i>Bryttosus kawamebari</i> Temm. et Schleg.	?		a) Saijo (Hiroshima Préfecture, Japon). b) Lac Ogura, Asagogawa (rivière se jetant dans la mer du Japon).	Y. Ozaki 1925, p. 420 ; 1925, p. 52 ; 1926, p. 125-128 ; 1929, p. 77-82, fig. 1-3. S. Yamaguti 1934, p. 359-360, fig. 56.
= <i>C. sp.</i> Y. Ozaki 1925.					

c) <i>Chenogobius annulatus</i> uroënia Hilgendorf. <i>Pelteobagrus nudiceps</i> (Sauvage).			c) Lac Biwa.	S. Yamaguti 1939, p. 218-219.
d) <i>Misgurnus anguillicaudatus</i> (Cantor). <i>Gobius similis</i> Gill.			d) Nisinomiya Sirakawa (Kyoto).	S. Yamaguti 1942, p. 351-352.
e) <i>Mogurnda obscura</i> Temm. et Schleg. expérimentalement.	<i>Leander paucidens</i> (De Haan).	non	e) Japon.	S. Yamaguti 1942, p. 352, pl. XXIV, fig. 1 adulte expérimentalement, fig. 2-3 métacercaria.
f) <i>Mogurnda obscura</i> Temm. et Schleg. expérimentalement après l'infestation.	<i>Caridina denticulata</i> De Haan (Kystes dans muscles du céphalo-thorax).	non	f) Ruisseau près de Tosu (Saga Préfecture).	S. Yamaguti et Hisari Nisimura 1944, p. 1, 4-5, pl. fig. 4 métacercaire tirée de son kyste.
g) Adultes mûrs 20 jours après l'infestation.	<i>Leander paucidens</i> (De Haan).	non	g) Japon.	<i>Id.</i> , p. 5, adultes mûrs obtenus en 20 jours.
h) <i>Odontobutis obscura</i> Temm. et Schleg. expér. <i>Pelteobagrus fulvidraco</i> (Richardson) expér. <i>Macropodus chinensis</i> (Bloch) expér. i)	<i>Palæmon asperulus</i> Martens et <i>Macrobrachium nipponensis</i> (De Haan). <i>Macrobrachium nipponensis</i> (De Haan).	?	h) Huchow et Soochow (région de Shanghai, Chine). i) Shanghai.	Kuang Wu 1937, p. 199-200, 203, pl. I, fig. 2-4 ; pl. II, fig. 1, 2, 4 ; pl. III, fig. 1, 4-7.
a) <i>Tridentiger obscurus</i> Temm. et Schleg.	?	...		Y. Komiya et T. Tajimi 1943, p. 45-62.
b) <i>Acanthogobius flavimanus</i> Temm. et Schleg. b') <i>id.</i>		?	a) Hiroshima, Ohota River. b) Marché de Takamatsu (Japon). b') Lac Hamana (Japon).	Y. Ozaki 1925, p. 420 ; 1925, p. 52 ; 1926, p. 128-130 ; 1929, p. 82-84, fig. 4.
<i>Siganus fuscescens</i> (Houttuyn).	?	...	Takamatsu (île Shikoku, Japon).	S. Yamaguti 1938, p. 63-64, fig. 38, et pl. fig. 2.
<i>C. unilobulosum</i> Y. Ozaki 1929.	?	?	<i>id.</i>	Y. Ozaki 1929, p. 85-86, fig. 5.
		?		Y. Ozaki 1929, p. 86-87, fig. 6.

= C. sp. Kuang Wu 1937.

C. orthorchis Y. Ozaki 1926.

= C. sp. Y. Ozaki 1925.

C. diplobulosum Y. Ozaki 1929.

C. unilobulosum Y. Ozaki 1929.

GENRE ET ESPÈCE	HÔTES DE L'ADULTE	HÔTES DE LA MÉTACERCAIRE	PRO- GÉNÈ- SE	DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES
<i>C. latum</i> Y. Ozaki 1929.	<i>Ditrema temminckii</i> Bleeker.	?	?	a) Shimonoseki (Japon). b) Inland See (Japon). c) Tsurumi (Japon).	Y. Ozaki 1929, p. 88-89, fig. 7. S. Yamaguti 1934, p. 356- 357. S. Yamaguti 1938, p. 64- 65.
<i>C. glandulosum</i> S. Yama- guti 1934.	<i>Epinephelus akaura</i> (Temm. et Schleg.) et <i>Sparus macrocephalus</i> Basilovsky.	?	?	Côte pacifique de la Wakayama Préfecture et Toyama Bay (Japon).	S. Yamaguti 1934, p. 357- 359, fig. 54-56.
<i>C. acanthogobium</i> J. T. Park 1939 (? = <i>orthor- chis</i> Y. Ozaki).	<i>Acanthogobius hasta</i> (Temminck et Schlegel).	?		Ile Simmi (Corée du Nord).	J. T. Park 1939, p. 53, pl. VI, fig. 1-3.
<i>C. koreanum</i> J. T. Park 1939.	<i>id.</i>	?		<i>id.</i>	J. T. Park 1939, p. 54, pl. VI, fig. 4.
<i>C. xesuri</i> S. Yamaguti 1940.	<i>Xesurus scalprum</i> (Cuv. Val.).	?	?	Hamazima (Japon).	S. Yamaguti 1940, p. 77- 78, fig. 32.
<i>C. leptoscaris</i> S. Yamaguti 1940.	<i>Leptoscarus japonicus</i> (Cuv. Val.).	?	?	<i>id.</i>	S. Yamaguti 1940, p. 78- 79, fig. 33.
<i>C. calliodontis</i> S. Yama- guti 1942.	<i>Calliodon</i> sp.			Naha (Okinawa Préfectu- re).	S. Yamaguti 1942, p. 352- 353, fig. 11.
<i>C. palaoensis</i> Tôji Ogata 1942.	<i>Torotes jaculator</i> (Pal- las).			Iles Palau.	TÔJI OGATA 1942, p. 85- 88, fig. 1-2.
3° PACIFIQUE EST : <i>C. tropicum</i> H. W. Man- ter 1940.	<i>Halichoeres dispilus</i> (Günther). <i>Bathygobius soporator</i> (Cuv. Val.). <i>Malacotenus zonifer</i> (Jord. et Gilbert). « Blenny ». <i>Opisthognathus scopis</i> (Jenkins et Everman).			Ile Charles (Galapagos). Ile Socorro (Mexique) et Ile Charles (Galapagos). Baie Corrientes (Colom- bie). Ile Charles (Galapagos). Galapagos.	H. W. Manter 1940, p. 371-373, 470, pl. XXXVII, fig. 44-45.

4° EUROPE :

N. skrjabini (S. V. Ivanitzky 1928).
[sous le nom de *Coito-cæcum skrjabini* Ivanitzky 1928].
(sous le nom de *Coito-cæcum skrjabini* Ivanitzky).

a) *Pelecus cultratus* (L.).
Acerina cernua (L.).
Chondrostoma nasus (L.).

Acerina acerina (Güldenstädt).

Silurus glanis L., *Acerina cernua* (L.), *Acerina acerina* (Güldenstädt), *Percu fluviatilis* L., *Lucioperca lucioperca* (L.), *Pelecus cultratus* (L.), *Alburnus alburnus* (L.), *Gobius fluviatilis* Pallas, *Abramis brama* (L.), *Abramis sapa* (Pallas), *Gobio gobio* (L.), *Esor lucius* L.

16 espèces de poissons du Dniépr, principalement *Acerina acerina* (Güldenstädt), *Silurus glanis* L., *Acerina cernua* (L.).

Acipenser ruthenus (L.), *Leuciscus idus* (L.), *Leuciscus cephalus* (L.), *Tinca tinca* (L.), *Chondrostoma nasus* (L.), *Abramis brama* (L.), *Abramis sapra* (Pallas), *Abramis balerus* (L.), *Cyprinus carpio* (L.), *Pelecus cultratus* (L.), *Silurus glanis* L., *Percu fluviatilis* L., *Lucioperca lucioperca* (L.), *Acerina acerina* (Güldenstädt), *Acerina cernua* (L.), *Gobius kessleri* Günther

id.

id.

?

a) Ukraine.

S. V. Ivanitzky 1928, p. III, fig. 1.

....

Pripat (bassin du Dniépr).

S. V. Pigulevsky 1932, p. 427, 439, 441.

?

Fleuve Dniépr, près de Kaniév.

V. P. Koval 1946, p. 227-244, fig. I (1-6)-II (1-3), *skrjabini* = *ovatum* = *macrostomum*.

?

Fleuve Dniépr.

V. P. Koval 1949, p. 91-97, fig. 1-8.

?

Fleuve Dniépr.

V. P. Koval 1950, p. 189, 190-195, 199.

GENRE ET ESPÈCE	HÔTES DE L'ADULTE	HÔTES DE LA MÉTACERCAIRE	PRO- GÉNÉ- SIS	DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES
<i>id.</i>	<i>Acerina acerina</i> (Gülden- städt).	?	?	Moyeu Dniépr.	M. S. Komarova 1951, p. 1127-1128, fig. 1.
<i>id.</i>	<i>Alburnus alburnus</i> (L.), <i>Acerina cernua</i> (L.), <i>Bar- bus barbus</i> (L.) (traduc- tion des noms vernacu- laires mentionnés par Skrjabin et Koval 1958, p. 383).	?	?	Rivière Tissa (région ouest carpathique).	V. O. Zaxvatkin (1951, p. ...).
<i>id.</i>	<i>Acerina schraetser</i> (L.), <i>Aspro zingel</i> (L.).			Cours inférieur de la Duna et affluent du Tissa. Cours inférieur de la Duna, rivière Tissa et cours supérieur du Dniestr.	V. A. Zaxvatkin et G. K. Petrushevsky 1952, p. 83.
<i>id.</i>	<i>Acerina acerina</i> (Gülden- städt).	?	?	Kiev.	V. P. Koval 1955, p. 89- 91, 93, 94 (variation du taux d'infestation selon le mois de l'année).
<i>id.</i>	<i>Scardinius erythrophthal- mus</i> (L.), <i>Aspius aspius</i> (L.), <i>Chondrostoma nasus</i> (L.), <i>Alburnus alburnus</i> (L.), <i>Abramis brama</i> (L.), <i>Pelecus cultratus</i> (L.), <i>Ca- rassius carassius</i> (L.), <i>Cy- prinus carpio</i> L., <i>Barbus barbus</i> (L.), <i>Silurus gla- nis</i> L., <i>Lucioperca lucio- perca</i> (L.), <i>Acerina cer- nua</i> (L.).	?	?	Roumanie : bassin de la Duna.	E. Roman 1955, p. 24-26, fig. 3a-3f.
					E. Roman, p. 24, cite <i>Sphaerostomum romanti- cum</i> Dinulescu 1946 par- mi les synonymes de <i>C. Skrjabini</i> Ivanitzky. [Nous ne connaissons pas la publication de Dinu- lescu].

= <i>Crowcrogæcum skrjabini</i> (S. V. Ivanitzky 1928).	<i>Acipenser stellatus</i> Pallas, <i>Leuciscus idus</i> (L.), <i>Leuciscus leuciscus</i> (L.), <i>Leuciscus cephalus</i> (L.), <i>Scardinius erythrophthalmus</i> (L.), <i>Aspius aspius</i> (L.), <i>Tinca tinca</i> (L.), <i>Chondrostoma nasus</i> (L.), <i>Alburnus alburnus</i> (L.), <i>Blicca björkna</i> (L.), <i>Abramis sapo</i> (Pallas), <i>Abramis brama</i> (L.), <i>Abramis ballerus</i> (L.), <i>Gobio gobio</i> (L.), <i>Cyprinus carpio</i> L., <i>Pelecus cultratus</i> (L.), <i>Cobitis lenia</i> (L.), <i>Nemachilus barbatula</i> (L.), <i>Silurus glanis</i> L., <i>Esox lucius</i> L., <i>Perca fluviatilis</i> L., <i>Lucioperca lucioperca</i> (L.), <i>Acerina acerina</i> (Güldenstädt), <i>Acerina cernua</i> (L.), <i>Lota lota</i> (L.), <i>Neogobius fluviatilis</i> (Pallas), <i>Neogobius kessleri</i> (Günther).	?	Bassin de la mer Noire et Duna occidentale.	K. I. Skrjabin et V. P. Koval 1958, p. 382-383, 383-416, fig. 123-132a.
= <i>N. ovata</i> (S. V. Pigulevsky 1931).	<i>Esox lucius</i> L. <i>Acerina cernua</i> (L.).	?	Fleuves Dniépr et Sodsch (Ukraine).	S. V. Pigulevsky 1931, p. 15-16, fig. 6; 1932, p. 427, 441-443, fig. 4.
= <i>N. macrostoma</i> (S. V. Pigulevsky 1931).	<i>Silurus glanis</i> L.	?	Fleuve Sodsch (Ukraine).	S. V. Pigulevsky 1931, p. 14-15, fig. 2; 1932, p. 427, 439-441, fig. 3.
= <i>Lebouria acerinae</i> S. V. Pigulevsky 1931.	<i>Acerina cernua</i> (L.).	?	<i>id.</i>	S. V. Pigulevsky 1931, p. 16-17, fig. 1; 1932, p. 443-446, fig. 5.

GENRE ET ESPÈCE	HÔTES DE L'ADULTE	HÔTES DE LA MÉTACERCAIRE	PRO- GÈNE- SE	DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES
<i>N. testibliquum</i> (L. Wisniewski 1932). = <i>Coitocœcum testibliquum</i> .	<i>Salmo fario</i> L. <i>S. irideus</i> W. Gibb.	<i>Rivulogammarus spinicaudatus</i> (K. Schäferna) et <i>Pontogammarus bosniacus</i> (K. Schäferna).	+	Fleuve Bosna, région de Sarajevo (Yougoslavie).	L. W. Wisniewski 1932, p. 8; 1933, p. 6, 260-268, 272, 273, 274, fig. 1-5; 1934, p. 27, 30, 31, 32, 33, 34, 36-37, 40.
<i>id.</i>	<i>Salmo trutta</i> L. <i>Thymallus thymallus</i> (L.) (traduction des noms vernaculaires).	?	?	Rivière Tissa (région carpathique de l'U.R.S.S.).	V. O. Zaxvatkin (1951, p. ...) (<i>vide</i> K. I. Skrjabin et V. P. Koval 1958, p. 419).
<i>id.</i>	<i>Salmo trutta</i> L. <i>Thymallus thymallus</i> (L.) (traduction des noms vernaculaires employés par O. P. Koulakovskaja).	?	?	Région occidentale de l'Ukraine.	O. P. Koulakovskaja 1957, p. 60.
<i>N. proavium</i> L. W. Wisniewski 1933.	<i>Salmo fario</i> L. <i>S. irideus</i> W. Gibb.	?	?	<i>id.</i>	L. W. Wisniewski 1933, p. 6; 1934, p. 27-31, 32, 33, 34, 36-37, fig. 1-2.
<i>N. gallica</i> (R. Ph. Dollfus 1941). = <i>C. sp.</i> R. Ph. D. 1938.	<i>Cottus gobio</i> L. dans la nature et expérim. <i>Anguilla anguilla</i> (L.) expérim.	<i>Echinogammarus Berilloni</i> (Catta) et <i>Gammarus pulex</i> (L.), dans la nature et expérimentalement.	+	Rivière La Veude à Richelieu (Indre-et-Loire).	R. Ph. Dollfus 1938, p. 431-433; 1941, p. 39, 41, 43, 48; 1959, p. 372-374, fig. 1-3. A. Buttner 1950, p. 163-166, fig. 59A, C, D, 60, métacercaire de <i>Coitocœcum sp.</i> R. Ph. D.
<i>N. timoni</i> Jacques Rebecq et Jean Giudicelli 1959.	<i>Salmo fario</i> L.	?	?	Fleuve Tavignano, région de Corte (Corse).	Jacques Rebecq et Jean Giudicelli 1959, p. 396-400, fig. 1-2.

2° Espèces dépourvues de vésicule séminale externe ; leur vésicule séminale est enclose dans une poche du cirre. *Receptaculum seminis* présent ou non observé. Genre *Nicolla* L. W. Wisniewski :

D. Espèces du centre et du sud de l'Europe (U.R.S.S., Pologne, Yougoslavie).	<i>N. skrijabini</i> (S. V. Ivanitzky 1928).	bien développée.	non individualisé.
	<i>N. macrostoma</i> (S. V. Pigulevsky 1931).	piriforme, médiane courte.	<i>id.</i>
	<i>N. ovata</i> (S. V. Pigulevsky 1931).	piriforme, médiane courte.	<i>id.</i>
	<i>N. testibliquum</i> (L. W. Wisniewski 1932).	plutôt longue, avec longue vésicule interne.	<i>id.</i>
	<i>N. proavitum</i> (L. W. Wisniewski 1933).	<i>id.</i>	<i>id.</i>
E. France.	<i>N. gallica</i> (mihi).	grande, avec longue vésicule séminale interne.	nul
	<i>N. Timoni</i> J. Rebecq et J. Giudicelli 1959.	<i>id.</i>	nul

Peu après, Ozaki, ayant été amené à modifier sa première définition des *Opecoelidæ* pour y admettre *Opegaster* Y. Ozaki et *Anisoporus* Y. Ozaki, exclut *Coitocaecum*, dépourvu d'anus, de cette famille et proposa la famille *Coitocaecidæ* Y. Ozaki (1928, p. 5). L'année suivante, à l'occasion de la description de trois nouvelles espèces (*diplobulbosum*, *unibulbosum*, *latum*), à grande vésicule séminale externe et petite poche du cirre, qu'il plaça dans le genre *Coitocaecum*, une définition étendue de cette nouvelle famille fut donnée par Y. Ozaki (1929, p. 76) et une nouvelle diagnose générique (*ibid.*, p. 76-77) s'appliquant au générotype du Queensland et aux cinq espèces du Japon.

La découverte d'une poche du cirre rudimentaire par Crowcroft chez le générotype amène à légèrement retoucher la diagnose générique établie par Ozaki, et la découverte en Europe d'espèces à grande poche du cirre contenant la vésicule séminale, toute vésicule séminale externe étant absente, oblige à quelque peu modifier la définition donnée par Ozaki pour la famille, mais je considère l'adoption de la famille *Coitocaecidæ* comme légitime (10).

Les discussions à ce sujet, depuis la création de la sous-famille

(10) Je ne suis pas partisan d'admettre dans les *Coitocæcidæ*, s.f. *Coitocæcinæ* des genres qui en altéreraient l'homogénéité, par exemple *Dactylostomum* V. Woolcock 1935, que V. Woolcock (1935, p. 317) a placé dans la s.f. *Coitocæcinæ* F. Poche, principalement en raison de l'anastomose postérieure des branches intestinales, mais c'est évidemment un genre extrêmement voisin.

Coitocaecinæ F. Poche (1926) (11), n'ont plus qu'un intérêt historique ; elles ont été rappelées et brièvement résumées par J. T. Park (1939, p. 52, 55), P. W. Crowcroft (1945, p. 61-63, 65 ; 1951, p. 251) et d'autres ; j'estime inutile de les commenter, maintenant qu'il est prouvé, par la connaissance des formes larvaires, que les *Coitocaecidae* n'appartiennent pas au phylum des *Allocreadioidea* (12).

Si l'on mélange les Distomes d'un phylum à rédies avec ceux d'un phylum parallèle à sporocystes, on n'obtient qu'un assemblage hétérogène. C'est malheureusement ce qui est arrivé à G.-R. La Rue (1957, p. 334-335), qui a groupé, dans les *Allocreadioidea* W. Nicoll 1934, les familles les plus disparates, bien qu'il eût nettement reconnu (p. 327) que cette superfamille n'était pas naturelle et devrait être subdivisée en plusieurs superfamilles. Il a ajouté : « all more or less closely interrelated » ; mais cela n'est pas possible lorsqu'il s'agit de phyla différents : une superfamille d'un phylum à rédies et une superfamille d'un phylum à sporocystes ne peuvent pas être considérées comme « interrelated ».

(à suivre).

(11) Cf. Gerald F. Winfield (1929, p. 85), H. W. Stunkard (1931, p. 714, 724), G. W. Hunter et R. V. Bangham (1932, p. 139), H. W. Manter (1933, p. 240 ; 1940, p. 364 ; 1947, p. 284-286), V. Woolcock (1935, p. 317), K. R. Harshey (1937, p. 72), A. V. Hunninen et R. M. Cable (1941, p. 415-416, 424-428), R. M. Cable et A. V. Hunninen (1942, p. 306), etc..., etc...

(12) S. H. Hopkins (1933, p. 73-74 ; 1934, p. 100-102) avait bien mis en évidence la disparité des formes larvaires et des cycles chez les genres réunis arbitrairement dans les *Allocreadiidae* ; il reconnut que la famille, telle qu'elle était comprise par les systématiciens, n'était pas homogène, mais il s'abstint d'en proposer le démembrement.

Il semble que ce soit R. M. Cable (1956, p. 9-12) qui ait, le premier, accepté et développé le démembrement que j'avais institué en 1949 (p. 433), lorsque j'ai nettement séparé les « faux *Allocreadioidea* » des « vrais *Allocreadioidea* ». Les « faux » sont devenus, pour Cable, les *Opecoeloidea* ; les « vrais » les « *Allocreadioids* » et les « *Lepocreadioids* », ce qui s'accorde avec le tableau que j'avais donné en 1949 et la position que j'avais prise en 1952 (p. 22).

Mais j'ai commis une lourde erreur en laissant les Léopocréadiens dans les « vrais *Allocreadioidea* ». Ils constituent bien une superfamille distincte, *Lepocreadioidea*, comme l'avait pressenti R. M. Cable (1956, p. 9).

Dans cette superfamille, la cercaire n'a pas de stylet et ne secrète pas de kyste métacercarien.

ADDENDA À « Cours d'Helminthologie I. — Trématodes,
Sous-Classe *Aspidogastrea* »

Par Robert Ph. DOLLFUS (1)

Je crois utile, au point de vue de la distribution géographique des *Aspidogaster*, d'ajouter les références ci-après :

A. Pologne. Au environs de Varsovie, *Aspidogaster conchicola* K. E. von Baer a été mentionné chez *Unio pictorum* (L.) par D. F. Sinitzin (1905, p. 3), dans « Matériaux pour l'histoire naturelle des Trématodes. Distomes des poissons et des grenouilles des environs de Varsovie ». Publication de l'Université de Varsovie, 1905, 210 p., fig. texte 1-8, pl. A-B + I-IV, fig. 1-76.

B. Ukraine. *Aspidogaster limacoïdes* K. M. Diesing a été mentionné en Ukraine, aux environs de Bérslav, chez *Rutilus rutilus* (L.), *Rutilus rutilus heckeli* (Nordmann), *Leuciscus idus* (L.), *Blicca björkna* (L.), *Abramis sapa* (Pallas), par V. P. Koval (1950, p. 188, 189, 190, 191, 192, 193, 201), dans « Trématodes Digénétiques du bas-Dniépr », *Travaux de la Faculté de Biologie et des Sols*, année 1950, n° 5. *Université d'Etat de T. G. Chevtchenko, de Kiev*, p. 187-207, fig. 1-6.

C. Roumanie. Chez *Unio batavus* Maton et Rackett 1805, du Muresch, près Cigmau (Komitat Hunedoara), I. Lepsi (1932, p. 72-73) a trouvé un *Aspidogaster* qu'il a nommé *A. antipai* I. Lepsi. Les individus mesurent $2-3 \times 1,2$ mm. La sole adhésive porte 25-27 rangées transversales de 4 fossettes rectangulaires, dont les plus grandes mesurent 9μ de long sur 54μ de large, et il y a en outre à chaque extrémité de la sole une fossette triangulaire surmontant 2 fossettes trapézoïdes [donc, en tout, 106 à 114 fossettes]. Les œufs, extrêmement nombreux, mesurent de $87,4 \times 34,2$ à $99 \times 40,5 \mu$. Voir : *Publications de la Société des Naturalistes de Roumanie*, année 1932, n° 10, p. 72-73.

(1) *Ann. Parasitol. hum. et comp.*, t. XXXIII, 1958, n° 4.

D. Japon. Il y a lieu de mentionner, entre autres espèces :

1° *Aspidogaster conchicola* K. E. von Baer, dont une description a été donnée par T. Kawamura (1915, p. 478-480, pl. XIII, fig. 4-5), d'après des spécimens trouvés chez *Anodonta carypygos* Kobelt. Un spécimen figuré montre 102 alvéoles.

2° *Aspidogaster ijimai* T. Kawamura (1915, p. 475-478, pl. XIII, fig. 1-3), chez une espèce de Cyprinide (carpe ?), du lac Biwa. Dans un cas, plus de 50 individus étaient fixés par la partie antérieure du corps aux villosités de l'intestin. Un exemplaire figuré montre 42 alvéoles. Il s'agit d'une espèce assez voisine d'*A. limacoides* K. M. Diesing et d'*A. enneatis* F. Eckmann 1932.

Voir : Kawamura (Tamihi). — Junkyuchu-rui no ni shu ni tsuite. *Dobutsu Gaku Zasshi*, n° 323, t. XXVII, 15-9-1915, p. 475-480, pl. XIII, fig. 1-5.

E. U.S. America. Lors de recherches sur les Lamellibranches à nacre du bassin de la rivière Kankakee (Etats d'Indiana et d'Illinois), des *Cotylaspis* ont été fréquemment trouvés par Ch. Br. Wilson & H. W. Clark [1912, p. 10, 11, 17, 24, 27, in *Anodonta grandis* (Say), p. 21, in *Lampsilis rectus* (Lamarck), p. 25, in *Lampsilis ventricosus* (Barnes), p. 25, 26, 28, in *Lampsillis luteolus* (Lamarck)]. Ces auteurs relatent en particulier (p. 47) que, chez les *Anodonta*, *Cotylaspis insignis* Leidy, à l'aisselle des branchies, *Aspidogaster conchicola* Baer, dans la cavité péricardique, sont fréquemment rencontrés.

Voir : The Mussel fauna of the Kankakee Basin. *Bureau of Fisheries Document*, n° 758, Washington, 1912, 52 p., pl. I, fig. 1-2, carte hors-texte.

UN NOUVEAU TRICHOSTRONGYLIDE DE LIÈVRE AFRICAÏN

Par LE VAN HOA

Les Nématodes étudiés ont été récoltés, le 30-9-57, par le Docteur Vétérinaire J. Mordant, dans l'estomac de *Lepus zechi*, Matschie 1899, à Parakou (Dahomey).

Description

Nématodes fins, allongés, longs de 1,10 cm. chez la femelle et de 0,6 cm. chez le mâle. L'extrémité céphalique a 8 papilles et 2 amphides. Cycle interne atrophié. Quatre grosses papilles médio-médianes forment un premier cercle concentrique, et il semble y avoir quatre papilles latéro-médianes plus petites, formant un second cercle légèrement postérieur au premier. Bouche triangulaire. Cavité buccale très petite, avec lobes antérieurs de l'œsophage peu chitinoïdes. Œsophage court, étroit, s'élargissant progressivement dans son tiers postérieur. Une masse glandulaire se situe au niveau du milieu de l'œsophage, derrière l'anneau nerveux.

FEMELLE : Chez une femelle longue de 1 cm. et large de 235 μ dans la partie moyenne du corps, l'anneau nerveux, le pore excréteur et les diérides sont situés respectivement à 230 μ , 245 μ et 130 μ de l'apex. L'œsophage est long de 540 μ . La vulve s'ouvre à 2 mm. de l'extrémité postérieure. Le vagin, très court et perpendiculaire à la paroi, représente la seule partie impaire de l'appareil génital. Il débouche dans une vaste pars-éjectrix (selon la nomenclature de Loos et de Chitwood, = vestibule de Seurat ; = ovéjecteur 1 de Ransom). Celle-ci, longue de 400 μ , est différenciée en un réservoir médian, régulièrement ovoïde, long de 300 μ et large de 70 μ . Chaque extrémité est en relation avec un sphincter (selon Chitwood = glande vernissante de Seurat ; = ovéjecteur 2 de Ransom), puis un infundibulum (selon Chitwood = sphincter de Seurat ; = ovéjecteur 3 de Ransom), cylindrique, long de 180 μ et large de 70 μ , qui débouche dans chaque utérus. Ceux-ci, à paroi mince, sont remplis d'œufs. L'ovaire antérieur prend naissance à 1 mm. de l'apex.

L'ovaire postérieur commence à 3 mm. du même côté. Il est prolongé par l'oviducte, puis par l'utérus qui se contourne d'arrière en avant, à 3 mm. du bout de la queue. Œufs ovoïdes : $70\ \mu \times 40\ \mu$, renfermant une masse centrale formée de nombreux blastomères, Queue simple, pointue, longue de $350\ \mu$.

MÂLE : Chez un mâle long de 6 mm. et large de $165\ \mu$, l'œsophage est long de $390\ \mu$. L'anneau nerveux, le pore excréteur et les diéridés sont respectivement situés à $195\ \mu$, $230\ \mu$ et $120\ \mu$ de l'apex. L'extrémité postérieure est figurée en G, H, I. Les spicules, longs de $250\ \mu$, ont une forme complexe et se terminent en une pointe, protégée d'un épaissement transparent, arrondi. Un manchon membraneux et transparent enveloppe incomplètement la partie distale des spicules. Le gubernaculum, long de $135\ \mu$ et large de $40\ \mu$, ressemble à un fuseau irrégulier. Il est aussi bien chitinisé que les spicules.

Discussion

Nous classons ces Nématodes dans la famille des Trichostrongylidés. Ils ont des caractères communs aux genres *Libyostrongylus* et *Paralibyostrongylus*. Chez le mâle, la forme de la bourse caudale et la disposition générale des côtes sont comparables ; il existe également un gubernaculum chitinisé, deux spicules égaux, robustes, légèrement recourbés, terminés en pointe, et garnis d'une épine dorsale distale ; chez la femelle, une vulve située à la cinquième partie postérieure du corps, un vagin très court débouchant dans deux ovéjecteurs, puis deux utérus divergents.

La diagnose entre les deux genres, telle qu'elle était proposée par Ortlepp en 1939, était basée, d'une part, sur la division de la côte dorsale (avant l'émission des branches latérales chez *Libyostrongylus*, après chez *Paralibyostrongylus*), et, d'autre part, sur la plus ou moins grande divergence des côtes médio-latérales et antéro-latérales à leur terminaison (sommets des médio-latérales et antéro-latérales éloignés chez *Libyostrongylus*, proches chez *Paralibyostrongylus*). Depuis cette date, on a trouvé des espèces qui sont intermédiaires entre les deux genres, puisque la division de la côte dorsale est du type *Libyostrongylus*, alors que la divergence des médio-latérales et antéro-latérales est du type *Paralibyostrongylus*. C'est pourquoi, dans les ouvrages récents, tels que *Osnovi Nematodologi* (III) (1954), c'est seulement le caractère donné par la division de la dorsale qui est pris en considération. La diagnose entre les genres devient donc très fragile et nous préférons, sans vouloir

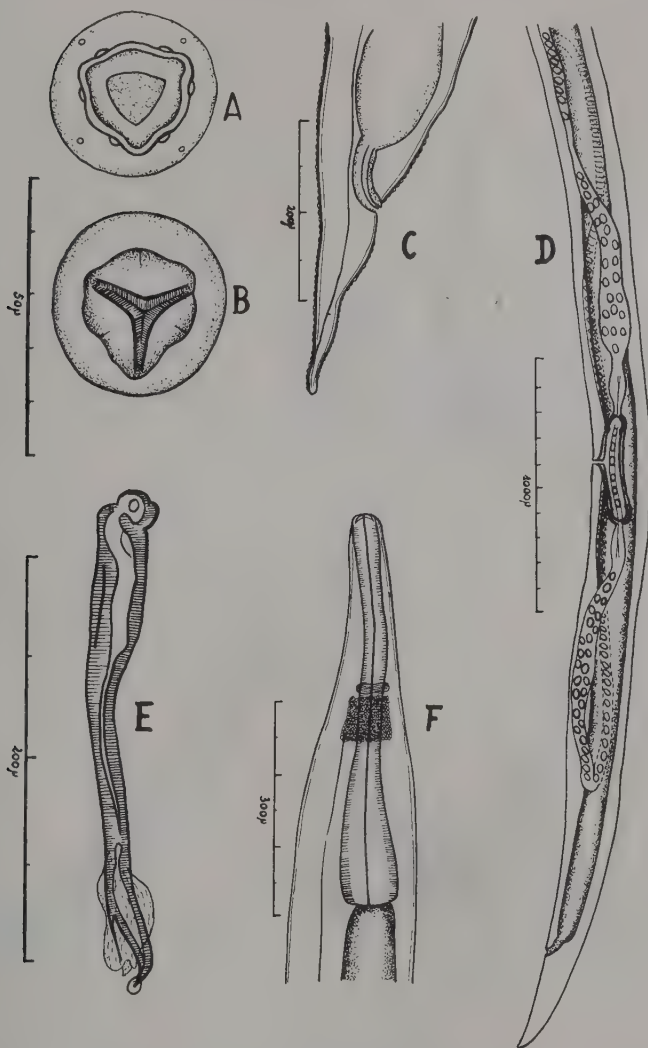


FIG. A. — Femelle, extrémité céphalique, vue apicale et superficielle.
 FIG. B. — Femelle, extrémité céphalique, vue apicale et en profondeur.
 FIG. C. — Femelle, extrémité postérieure, vue latérale.
 FIG. D. — Femelle, tiers postérieur avec organes génitaux.
 FIG. E. — Spicule gauche.
 FIG. F. — Femelle, extrémité antérieure.

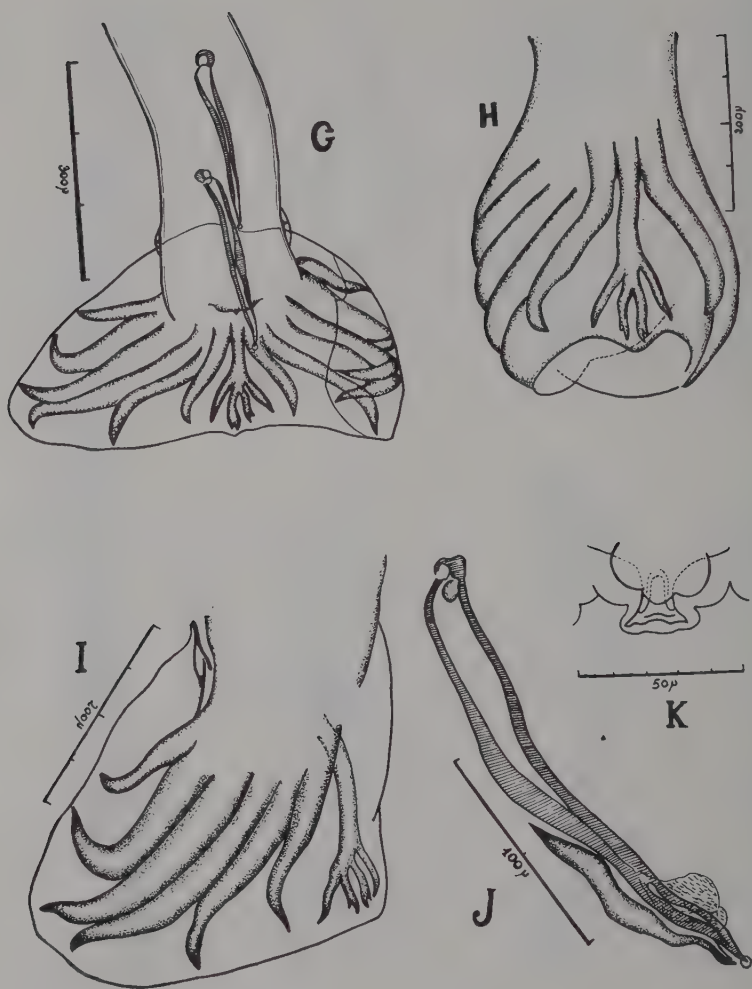


FIG. G. — Mâle, bourse caudale, vue ventrale.

FIG. H. — Mâle, bourse caudale, vue dorsale.

FIG. I. — Mâle, bourse caudale, vue latérale.

FIG. J. — Spicule et gubernaculum.

FIG. K. — Mâle, cloaque.

mettre ces deux genres en synonymie, faire la diagnose avec les espèces les plus proches de la nôtre, qu'elles soient rangées dans l'un ou dans l'autre genre.

Nos spécimens se différencient de *Libyostrongylus bathyergi* Ortlepp 1939, parasite de l'estomac de *Bathyergus suillus suillus* (Schreber), d'Afrique du Sud, par leur gubernaculum beaucoup plus grand ; de *Paralibyostrongylus vondwei* Ortlepp 1939, parasite des Rongeurs en Afrique du Sud, par les côtes plus épaisses et par la dorsale externe qui ne s'éloigne pas de la dorsale dès sa naissance. Ils ressemblent à *Paralibyostrongylus nigeriæ* (Baylis 1928), parasite dans l'intestin de *Cricetomys emini*, en Nigéria, par les dimensions (*P. nigeriæ* = longueur du mâle : 7 mm., œsophage : 0,400 mm., spicule : 0,200 mm. ; longueur de la femelle : 11 mm., distance de l'extrémité postérieure à l'orifice génital : 2 mm.), et à *Paralibyostrongylus hebreanicus* (Lane 1923), parasite d'un Gorille mort à Londres, par la disposition des côtes dorsales et latérales. Néanmoins, les côtes dorsales externes de *Paralibyostrongylus nigeriæ* prennent naissance au tiers antérieur de la côte dorsale et les spicules de *Paralibyostrongylus hebreanicus* présentent, sur une vue latérale, un renflement bulbeux à proximité de leur extrémité postérieure. En dehors de la terminaison de la côte dorsale qui est différente, *Libyostrongylus alberti* (Van den Berghe 1936), parasite dans l'estomac de *Dendrogyrax*, au Congo Belge, est très proche de notre matériel : ses côtes postéro-latérales et latéro-ventrales sont de même taille que les médio- et antéro-latérales, et ne s'écartent que légèrement de celles-ci ; la côte dorsale externe adhère longuement à la postéro-latérale (ce dernier caractère manque chez beaucoup d'espèces : *Paralibyostrongylus bathyergi*, *nigeriæ* et *hebreanicus*).

En résumé, ces Nématodes ont beaucoup d'affinités avec *Paralibyostrongylus nigeriæ* par leurs dimensions, avec *Paralibyostrongylus hebreanicus* par la conformation de leurs côtes dorsales et avec *Libyostrongylus alberti* par la morphologie de leur bourse caudale. Toutefois, ils ont toujours un ou plusieurs caractères qui les distinguent nettement et si l'on admet l'importance de la côte dorsale dans la distinction des genres, il semble préférable de les classer dans le genre *Paralibyostrongylus*. Nous proposons, pour eux, le nom de *Paralibyostrongylus mordanti* n. sp., en l'honneur du Docteur Vétérinaire J. Mordant qui a récolté ces Nématodes. Nous remercions le Professeur J. Guilhaon qui nous a initié au travail de laboratoire, le Docteur P.-C. Morel qui a envoyé les spécimens et le Professeur agrégé A.-G. Chabaud qui a dirigé ce premier travail.

BIBLIOGRAPHIE

- BAYLIS (H. A.), 1928. — On a collection of nematodes from Nigerian mammals (chiefly Rodents). *Parasit.*, XX, 280-304.
- BERGHE (L. V. D.), 1943. — Enquête parasitologique. II. Helminthes parasites. *Explor. Parc. Nat. Albert, Parc Nation. Kagera*, 1-30 + pl. I-XII.
- LANE (C.), 1923. — Some Strongylata. *Parasit.*, XV, 348-364.
- ORTLEPP (R. J.), 1939. — South African helminths, Part VI. Some helminths, chiefly from rodents. *Onderstepoort J. Veter. Sc. An. Indus.*, XII, 75-101.
- SKRJABIN (K. I.), SCHIKHOBALOWA (N. P.) et SCHULZ (R. S.), 1954. — *Osnovi Nematodologi*, III. Trichostrongylides des animaux et de l'homme, 683 pp. *Acad. Sc. U.R.S.S., Moscou (en russe)*.

Institut de Parasitologie, Faculté de Médecine de Paris

(Directeur : H. GALLIARD)

ACARIENS PLUMICOLES ANALGESOIDEA
PARASITES DES OISEAUX DU CAMEROUN

V. *PTEROLICHIDÆ* (suite)

Par J. GAUD et J. MOUCHET,

Genre *MEMBRANOLOBUS*.

La plupart des parasites de *Bucerotidæ* rangés par Trouessart dans le genre *Pseudalloptes* rentrent dans le genre *Membranolobus*, dont la création par Dubinin, avec *Dermaleichus fürstenbergi* pour type, est très heureuse. *Membranolobus* se rapproche de *Calaobia* (cf. supra) par : l'absence de poils verticaux ; la forme spéciale des disques ambulacraires, ronds, avec deux plages grillagées bien limitées, l'une médiane et hexagonale, les deux autres latérales et ovales ; la dilatation en fort piquant de la soie latérale antéro-dorsale. Mais les épimères I soudés en Y et le grand développement des pattes de la VI^e paire chez le mâle séparent nettement *Membranolobus* de *Calaobia*. La grande taille s'opposant à une faible chitination des téguments est une caractéristique du genre *Membranolobus*. Trois espèces de ce genre ont été récoltées sur des oiseaux du Cameroun.

1. *Membranolobus calcaratus* (Trouessart 1884).

Sur *Tropicranus albocristatus* Cassin (*Bucerotidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun.

2. *Membranolobus camuri* n. sp.

Mâle (fig. 20 A) : De grande taille, long de 0,76 mm., large de 0,33. Lobes abdominaux (fig. 21 B) très longs, profondément séparés par une fente interlobaire en ogive, haute de 0,22 mm., englobant la fente anale. Une expansion membraneuse étroite borde la moitié postérieure du bord interne de chaque lobe, et s'élargit en une feuille terminale, mal isolée du lobe. A l'extrémité postérieure de ce bord interne, une soie rétrograde, courte et un peu dilatée. A l'extrémité lobaire, deux grandes soies terminales. Sur le bord externe du lobe, trois soies : une soie dilatée en poignard courbe

et une soie sétiforme insérées très près l'une de l'autre, une soie plus antérieurement placée, dilatée, droite, assez longue (100 à 150 μ), qui est la soie dorsale postérieure. Ventouses copulatrices placées dans la partie moyenne du lobe, plus rapprochées du bord interne que du bord externe de celui-ci. Organe génital situé à peu près aux $3/5$ de la longueur du corps. Pénis assez fort, dans un cadre ovale de 70 μ de haut sur 25 μ de large. Poils sous-génitaux

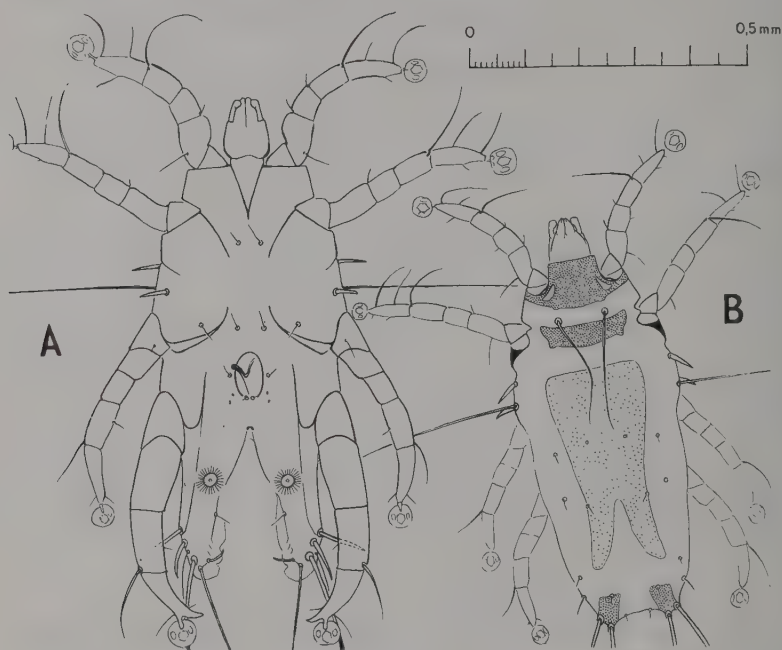


FIG. 20. — *Membranolobus camuri*.
A. Mâle, face ventrale ; B. Femelle, face dorsale.

insérés au bord inférieur de ce cadre, distants des ventouses copulatrices de 150 μ . Soie latérale interne insérée au même niveau que la grande soie latérale. Elle est dilatée en poignard un peu plus court que la soie latérale antéro-dorsale. Toutes les pattes sont longues et relativement fines. Celles de la IV^e paire sont deux fois plus fortes que les autres, avec fémur et rotule fusionnés en un article unique. Elles dépassent en arrière l'abdomen de toute la longueur du tarse. Celui-ci se termine par une forte dent recourbée rejetant en dehors la tige de l'ambulacre. Pattes de la III^e paire

dépassant peu en arrière le niveau des ventouses copulatrices, sans soudure de la rotule, ni éperon terminal. Rostre allongé. Plaques dorsales peu chitinisées. Plaque de l'épistome séparée en deux parties très distinctes par un large sillon transversal où s'insèrent les soies scapulaires.

Femelle (fig. 20 B) : Presque aussi grande que le mâle, longue de 0,70 mm., large de 0,29 mm. Abdomen coupé carrément en arrière. Pattes postérieures atteignant juste, en arrière, le niveau

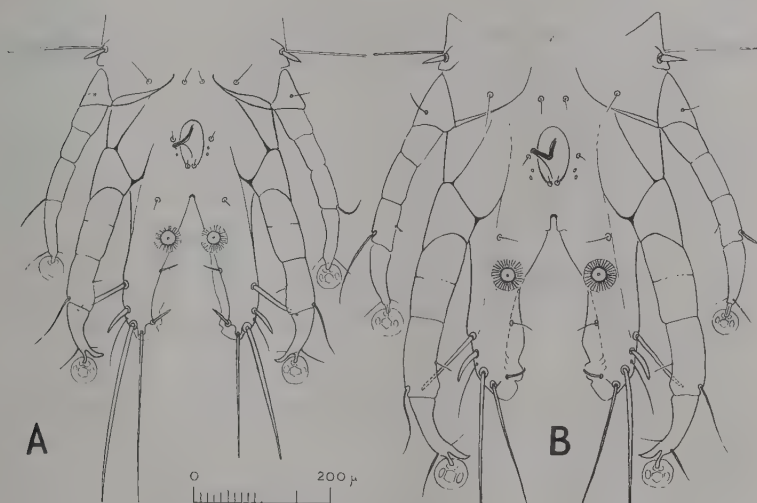


FIG. 21. — Genre *Membranolobus*, mâles, lobes abdominaux.

A. *M. fasciati* ; B. *M. camuri*.

du bord postérieur de l'abdomen. Deux paires de grandes soies terminales, fortes, mais non gladiformes. Soies terminales accessoires piliformes. Tostome un peu en avant du milieu du corps, surmonté d'un épigynum très peu étendu. Soies latérales comme chez le mâle, la soie antéro-dorsale plutôt plus courte que chez ce dernier. Plaque de l'épistome comme chez le mâle. Plaque notogastrique moins densément chitinisée que celle de l'épistome, assez étroite (guère plus large que la demi-largeur du corps), coupée carrément en avant, profondément divisée en arrière par une incisure médiane garnie de tissus plissés. Deux petites plaques postérieures, autour des insertions des grandes soies terminales, cha-

cune dans le prolongement d'une des branches de division postérieure de la plaque notogastrique.

HÔTE : *Tockus camurus* (Cassin) (*Bucerotidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun.

3. *Membranolobus fasciati* n. sp.

Cette espèce est très proche de la précédente, avec qui nous l'avons d'abord confondue.

Mâle : Nettement plus petit que celui de *M. camuri*. Longueur : 0,63 mm., largeur : 0,26 mm. Très semblable par ailleurs à ce dernier. Les ventouses copulatrices sont pourtant moins postérieurement placées chez *M. fasciati* que chez *M. camuri* (fig. 21 A). Chez le premier, la distance entre les poils sous-génitaux et les ventouses copulatrices (100-105 μ) est nettement plus petite que la distance entre les ventouses copulatrices et l'insertion de la soie terminale (140-145 μ). Ces deux distances sont sensiblement égales chez *M. camuri*. La soie latérale antéro-dorsale est un peu plus longue chez *M. fasciati* que chez *M. camuri*. La plaque de l'épistome est entière chez la première espèce, ou coupée en deux, au niveau de l'insertion des soies scapulaires, par un sillon transversal très mince, presque virtuel.

Femelle : De taille presque égale à celle de *M. camuri*, longue de 0,67, large de 0,28 mm. Diffère de *M. camuri* par la soie latérale antéro-dorsale nettement plus longue et par la plaque de l'épistome entière.

HÔTE : *Tockus fasciatus* Shaw (*Bucerotidæ*), à Meiganga et Ambam, Sud-Cameroun.

Genre *PROTOLICHUS*.

Aucune espèce nouvelle de *Protolichus* n'a été décrite, à notre connaissance, depuis la révision de ce genre, faite par Favette et Trouessart en 1904. Nous avons récolté sur les *Psittaciformes* du Cameroun deux espèces de ce genre, dont une nouvelle. Ces deux espèces présentent un caractère assez remarquable. L'abdomen des femelles ne porte qu'une seule paire de grandes soies terminales, ce qui ne paraît pas le cas pour la majeure partie des espèces du genre. Il y a sans doute là matière à distinction subgénérique, mais, comme ce caractère interfère avec celui de l'hypertrophie des pattes antérieures, choisi par Trouessart pour subdiviser le genre *Protolichus*, nous préférons ne pas envisager encore le problème de cette subdivision. L'examen préalable d'un matériel plus abondant que celui dont nous disposons est nécessaire.

1. *Protolichus laurenti* n. sp.

Espèce assez proche de *Pr. megamerus*. En diffère par l'absence d'hypertrophie des pattes antérieures chez le mâle, la forme des apodèmes étendus entre l'organe génital et l'extrémité abdominale, la forme de cette extrémité elle-même. Divers caractères chétotaxiques séparent aussi les deux espèces.

Mâle (fig. 22 A) : De taille plutôt petite et de formes allongées. Longueur : 0,45, largeur : 0,22 mm. Abdomen très régulièrement atténué vers l'arrière, la largeur au niveau des ventouses copulatrices deux fois moindre que celle en avant des coxæ III. Bilobation abdominale très discrète, accentuée par une petite expansion membraneuse triangulaire prolongeant chaque lobe. Les grandes soies terminales, deux sur chaque lobe, sont fortement incurvées dans leur partie proximale, avec concavité inféro-interne. En dedans de ces grandes soies, une petite soie aplatie en hachette, faisant saillie dans l'échancrure interlobaire. Ventouses copulatrices très peu en avant de cette échancrure. Organe génital aux 5/9 de la longueur du corps. Pénis minuscule, à branches de soutènement longues et grêles, très peu divergentes l'une de l'autre. De chaque côté de l'organe génital, un apodème en longue bande étendue jusqu'au bord terminal de l'abdomen. Ces apodèmes dépassent en avant le niveau de l'organe génital et ne se rejoignent pas sur la ligne médiane. La chétotaxie ventrale est assez difficile à interpréter. Une paire de poils est insérée sur les apodèmes, dans leur partie antérieure. Une autre est insérée entre ces apodèmes au niveau des coxæ IV. Cette dernière paire représente peut-être les poils sous-génitaux. Peut-être représente-t-elle aussi les poils inguinaux postérieurs, auquel cas il n'y aurait pas de poils sous-génitaux et les poils insérés sur les apodèmes correspondraient aux poils sus-génitaux comme chez *Pterolichus* et *Pseudalloptinus*. Soie latérale antéro-dorsale un peu dilatée, en baguette droite. Soie latérale interne assez longue et très fine. Pattes postérieures pas plus longues, mais nettement plus fortes que les pattes antérieures. Celles de la IV^e paire sont un peu plus hypertrophiées que celles de la III^e et atteignent l'extrémité abdominale. Celles de la III^e paire atteignent en arrière le niveau de l'interligne tibio-rotulien des pattes IV. Epimères de toutes les pattes fortement chitinisés, les antérieurs surtout. Les épimères I sont contigus dans leur partie centrale, mais non coalescents. Plaque de l'épistome petite, ovale, englobant cependant l'insertion des soies scapulaires. Celles-ci, à vrai dire, sont très particulièrement rapprochées ; moins de 40 μ séparent les bases des deux grandes soies externes. La forme

des soies scapulaires est également très spéciale, toute différente de ce qui s'observe chez *Pr. megamerus*. Ces soies sont courtes et dilatées en massue, les internes subégales aux externes. Poils verticaux petits et rapprochés. Plaque notogastrique large, étendue du sillon thoracique au bord postérieur de l'abdomen, avec des lacunes mal distinctes dans la partie moyenne.

Femelle (fig. 22 B) : Un peu plus courte que le mâle (0,42 mm.), mais nettement plus large (0,26 mm.). Forme générale ovulaire.



FIG. 22. — *Protolichus laurenti*.

A. Mâle, face ventrale ; B. Femelle, face ventrale.

Ebauche de bilobation abdominale. Une seule paire de grandes soies terminales, très fortes ; toutes les autres soies postérieures piliformes, ce qui distingue cette espèce de *Pr. megamerus*. Pattes postérieures dépassant en arrière l'extrémité de l'abdomen. Tostome un peu en avant de la moitié du corps. Epigynum court. Soies latérales antéro-dorsales plus fines que chez le mâle. Epimères antérieurs fortement chitinisés comme chez le mâle, les épimères I plus séparés que chez ce dernier. Plaque de l'épistome petite, ovulaire, n'englobant pas l'insertion des soies scapulaires dont la disposition et les dimensions sont normales, les externes longues et

fortes, les internes courtes et fines, tout différemment de ce qui s'observe chez le mâle. Plaque notogastrique étendue et marquée de larges lacunes mal distinctes.

Hôte : *Agapornis pullaria* (L.) (*Psittacidae*), à Yaoundé.

2. *Protolichus megamerus* Trouessart 1898.

Sur *Psittacus erythacus* L. (*Psittacidae*), à Mbalmayo et Ambam, Sud-Cameroun.

Genre *PSEUDALLOPTINUS*.

Ce genre, bien caractérisé, comprend la majorité des espèces qui avaient été rangées dans le genre *Cynthiura* Hull, à l'exception du *Pseudalloptes microdiscus* Trouessart, choisi par Hull, assez malencontreusement, comme type du genre *Cynthiura*. Hull avait accordé trop d'attention aux expansions membraneuses folliformes ornant l'extrémité de l'abdomen chez les mâles, et pas assez au tocostome et à l'épigynium des femelles ou à la coalescence des épimères I. A l'exception près des petites feuilles terminales du mâle, *Ps. microdiscus* présente tous les caractères de *Pseudalloptes* s. st., dont Dubinin fait, non sans raisons, un sous-genre de *Pterolichus* (cf. ultra). Le nom de *Cynthiura* ne peut donc être maintenu, alors que *Pseudalloptinus* Dubinin, avec pour génotype *Pseudalloptes milvulinus* Trouessart, sur *Milvus milvus* d'Europe, est valable. Aux caractères du genre *Pseudalloptinus*, nous ajouterons la disposition spéciale des poils ventraux. Il n'existe pas de poils sous-génitaux, ou plutôt ces poils, qui chez l'immense majorité des *Analgedoidea*, sont placés immédiatement en arrière de l'organe génital, se trouvent, chez *Alloptinus*, immédiatement en avant de cet organe. Ce caractère se retrouve chez le genre *Pterolichus*. La plupart des espèces du genre *Pseudalloptinus* sont parasites d'*Accipitriformes* et de *Psittaciformes*. Nous avons récolté au Cameroun trois espèces seulement de ce genre. Deux de ces espèces sont nouvelles.

1. *Pseudalloptinus discifer* (Trouessart 1884).

Sur *Agapornis pullaria* (L.) (*Psittacidae*), à Yaoundé.

2. *Pseudalloptinus grammohpyllus* n. sp.

Mâle (fig. 23 A) : Taille exiguë. Longueur : 0,30 mm., largeur : 0,12. Abdomen peu rétréci en arrière, arrondi, avec une bilobation à peine indiquée sur les tissus abdominaux proprement dits, mais rendue sensible par la présence de deux expansions membraneuses terminales, en forme de triangle à sommet postérieur. Ces expansions sont striées transversalement de raies parallèles équidistantes assez caractéristiques. Les soies terminales sont rejetées en dehors

de ces expansions membraneuses. Ventouses copulatrices très peu chitinisées, comme il est de règle dans le genre, assez antérieurement situées, à 35-40 μ de l'extrémité abdominale. Organe génital aux 2/3 de la longueur du corps, séparé des ventouses copulatrices par une distance de 80 à 90 μ . Soie latérale interne en poignard

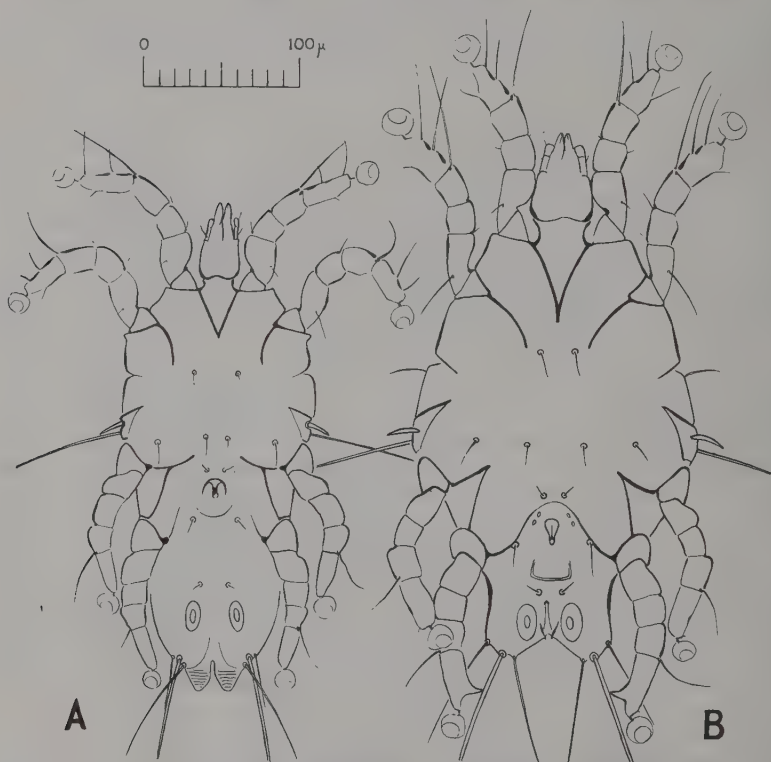


FIG 23. — Genre *Pseudaloptinus*, mâles, face ventrale.
A. *Ps. grammophyllus* ; B. *Ps. odontopus*.

assez mince. Pattes de la IV^e paire assez peu hypertrophiées, atteignant l'extrémité de l'abdomen. Tibias un peu dilatés à leur extrémité proximale et tarses relativement longs à toutes les pattes. Epimères I en V. Rostre long, les chélicères, fines, dépassant fortement en avant les palpes maxillaires.

Femelle (fig. 24 C) : Beaucoup plus grande que le mâle, allongée. Longueur : 0,47 mm., largeur : 0,19. Abdomen large en arrière de

l'insertion des pattes de la IV^e paire, puis brusquement rétréci dans sa partie toute postérieure. Les grandes soies terminales sont ainsi insérées sur une sorte de prolongement conique de l'abdomen. Les pattes de la IV^e paire atteignent seulement, en arrière, le niveau de la partie moyenne de ce prolongement. Tostome aux 4/9 de la longueur du corps. Epigynum bref, comme il est de règle dans le genre. Soies latérales et rostre comme chez le mâle.

HÔTE : *Psittacus erythacus* L. (*Psittacidæ*), à Mbalmayo et Ambam, Sud-Cameroun.

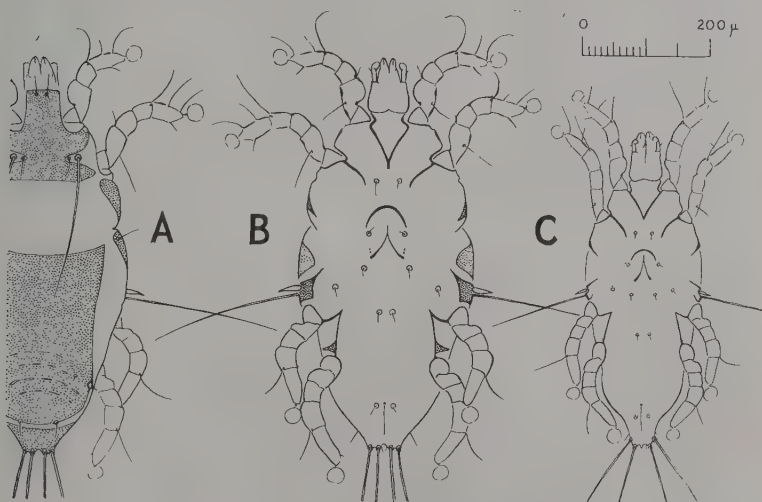


FIG. 24. — Genre *Pseudalloptinus*, femelles.

A. *Ps. odontopus*, face dorsale ; B. *Ps. odontopus*, face ventrale ;
C. *Ps. grammophyllus*, face ventrale.

3. *Pseudalloptinus odontopus* n. sp.

Mâle (fig. 23 B) : De petite taille et de formes ramassées. Longueur : 0,32 mm., largeur : 0,17. La partie postérieure du corps paraît disproportionnément petite par rapport à la partie antérieure. Les grandes soies latérales sont insérées très en arrière du niveau de la demi-longueur du corps (approximativement aux 3/5). Abdomen fortement rétréci en arrière de l'insertion des pattes postérieures, la largeur au niveau des ventouses copulatrices moitié moindre qu'au niveau des grandes soies latérales. Abdomen assez nettement bilobé, sans expansion membraneuse terminale notable.

Cinq soies terminales de disposition typique. Ventouses copulatrices très postérieurement situées, contre l'échancrure interlobaire. Organe génital minuscule, placé très postérieurement, aux $3/4$ de la longueur du corps, distant des ventouses copulatrices de 70-75 μ . Ebauche d'épiandrium sous forme d'un arc très mince prolongeant et réunissant entre eux les épimères IV. Entre l'organe génital et les ventouses copulatrices, une sorte d'apodème en U. Soies latérales en poignards courts. Pattes de la IV^e paire très peu hypertrophiées, dépassant l'abdomen de toute la longueur des tarses. Ceux-ci portent chacun une forte dent chitineuse inféro-interne. Pattes de la III^e paire atteignant presque l'extrémité abdominale, sans dent tarsienne. Rostre assez long, les chélicères débordant en avant les palpes maxillaires, mais beaucoup moins que chez l'espèce précédente. Plaques dorsales étendues, celle de l'épistome débordant, largement en dehors et plus encore en arrière, l'insertion des grandes soies scapulaires. Une bande de téguments plissés importante entre les deux plaques dorsales, haute de 30 μ environ sur la ligne médiane.

Femelle (fig. 24 A et B) : Beaucoup plus grande que le mâle, longue de 0,58 mm., large de 0,26. Les pattes postérieures insérées très en arrière, celles de la IV^e paire dépassant en arrière l'abdomen de presque toute la longueur du tarse. L'abdomen s'atténue assez régulièrement en arrière de l'insertion des pattes postérieures pour se terminer en pointe, un peu comme chez l'espèce précédente. Les deux paires de grandes soies terminales sont insérées toutes proches les unes des autres. Tostome très peu en avant du milieu du corps, surmonté d'un épigynum en demi-cercle relativement étendu, mais n'englobant pourtant pas les insertions des poils centraux. Soies latérales internes et rostre comme chez le mâle. Plaque de l'épistome plus étendue latéralement que chez ce dernier, séparée de la plaque notogastrique par une bande de tissus plissés très large (80 μ sur la ligne médiane). Plaque notogastrique en trapèze à grande base antérieure, séparée en arrière de la plaque postérieure par un sillon assez net où s'insèrent les soies dorsales postérieures. Dans sa moitié distale, la plaque notogastrique est ornée d'étroites lacunes disposées sur une série de demi-circonférences à concavité postérieure.

Hôte : *Gypohierax angolensis* (Gmelin) (*Accipitridæ*), à Yaoundé et Ambam, Sud-Cameroun.

Genre *PTEROLICHUS*.

Ce genre, défini essentiellement par des caractères négatifs, est resté longtemps extrêmement hétérogène. C'était le genre « fourre-tout » de la famille. Actuellement, après la création des genres *Grallobia* et *Ptiloxenus* par Hull, des genres *Ardeacarus* et *Laronyssus* par Dubinin, des genres *Calaobia*, *Caudifera*, *Dermonoton*, *Thoracosathes*, *Touracobia* et *Vexillaria* par nous-mêmes, le genre *Pterolichus* présente une homogénéité satisfaisante.

Dubinin considère *Pseudaloptes* Trouessart comme un sous-genre de *Pterolichus*. Il est certain qu'une fois isolés les genres *Membranolobus*, *Pseudaloptinus*, *Pterocolurus*, *Scopusacarus*, les espèces restant groupées autour du *Pterolichus bisubulatus* Robin, type du genre *Pseudaloptes*, sont très proches des *Pterolichus*. Les femelles des deux groupes sont indiscernables les unes des autres. Chez les mâles, l'hypertrophie des pattes de la IV^e paire est un caractère étayant mal une coupure générique. Cette hypertrophie est rarement très forte chez *Pseudaloptes* ; elle est toujours indiquée chez *Pterolichus*. Enfin, *Pterolichus* et *Pseudaloptes* parasitent des oiseaux appartenant aux mêmes groupes zoologiques, ordre des *Galliformes* tout particulièrement. Nous adopterons donc la façon de voir de Dubinin.

Les mâles de *Pterolichus* s. l. présentent la disposition spéciale des poils ventraux que nous avons décrite chez *Pseudaloptinus*. La paire qui, chez presque tous les *Analgesoidea*, se trouve immédiatement en arrière de l'organe génital, et que nous avons nommée pour cette raison « poils sous-génitaux », se trouve placée chez *Pterolichus* immédiatement en avant de l'organe génital, méritant le nom de « poils pré-génitaux ».

Chez les femelles, la spermathèque est souvent facile à voir et présente souvent des particularités utilisables pour l'identification des espèces.

Nous avons récolté au Cameroun 16 espèces du genre *Pterolichus* s. l., dont 14 chez des *Galliformes*. Dix de ces espèces, dont neuf nouvelles, appartiennent au sous-genre *Pseudaloptes*. Six espèces, dont cinq nouvelles, appartiennent au sous-genre *Pterolichus* s. st.

S.-G. *PSEUDALLOPTES*.1. *Pt. (Pseudaloptes) akidoderma* n. sp.

Espèce proche de *Pt. diploderma* et de *Pt. goniodurus* (voir plus loin).

Mâle : Assez grande taille : longueur : 0,45 mm., largeur : 0,22. Corps relativement large dans sa moitié antérieure, fortement rétréci en arrière des pattes de la IV^e paire. Extrémité postérieure de l'abdomen nettement bilobée. Les lobes abdominaux (fig. 27 A) sont longs de 80 à 90 μ , étroits dès leur origine (35 μ environ), un peu élargis dans leur partie moyenne. Chaque lobe porte à son extré-

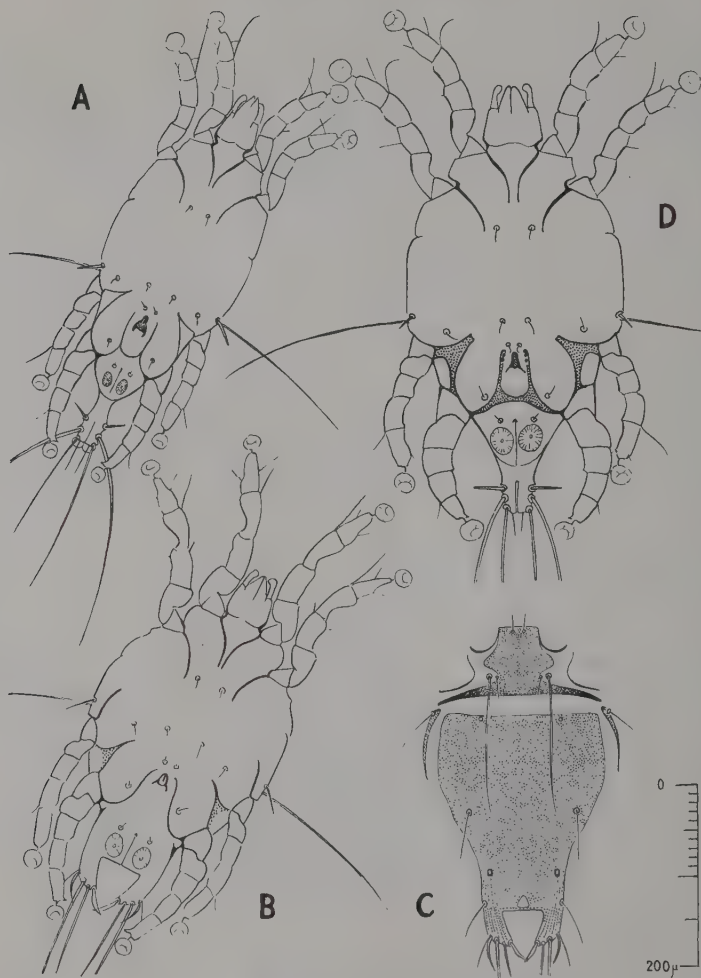


FIG. 25. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pseudalloptes*), mâles.

A. *Pt. allopoides*, face ventrale ; B. *Pt. goniodurus*, face ventrale ;
C. *Pt. goniodurus*, plaques dorsales ; D. *Pt. pachydorus*, face ventrale.

mité distale cinq soies remarquables : deux longues soies terminales, une soie interne courte et fortement dilatée en poignard, deux soies externes, l'une courte et dilatée en poignard, l'autre plus longue, moins dilatée, plus fortement courbée. Une membrane transparente courte prolonge l'extrémité lobaire, formant deux expan-

sions de part et d'autre de la soie terminale la plus interne. L'échancrure interlobaire est large de 50 à 60 μ , quadrangulaire, à angles accusés ; le fond en est constitué par un bord rectiligne transversal. Une membrane s'insère sur ce bord, membrane triangulaire dont la pointe postérieure médiane fait, dans l'échancrure interlobaire, une saillie remarquable. Les ventouses copulatrices sont situées immédiatement en avant de l'échancrure interlobaire ; elles sont larges, sessiles et peu chitinisées, comme il est de règle dans le genre *Pterolichus*. Organe génital de dimensions médiocres, situé un peu en avant de l'union du tiers moyen et du tiers postérieur du corps ; distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 110 μ environ. Soies latérales toutes sétiformes, les antérieures assez courtes. Pattes des deux premières paires avec les tibias dilatés, dans leur moitié distale, ce caractère moins fortement accusé cependant qu'il n'est chez *Pt. goniodurus*. Pattes de la IV^e paire nettement plus épaisses que celles de la III^e paire, atteignant à peine l'extrémité des lobes. Leurs tarses sont terminés par une forte griffe rejetant en dehors la tige de l'ambulacre. Plaque de l'épistome comme chez *Pt. goniodurus* (fig. 25 C), relativement étroite dans ses 3/4 antérieurs, en avant de l'insertion des soies scapulaires, élargie transversalement en arrière de cette insertion jusqu'à barrer toute la largeur du propodosoma. Plaques dorsales séparées l'une de l'autre par un sillon large de 30 μ environ, situé à l'union du tiers antérieur et du tiers moyen du corps. Plaque notogastrique couvrant sur toute sa largeur la partie postérieure du corps, marquée de grosses ponctuations hyalines. Soies dorsales postérieures bien développées, moins que chez *Pt. goniodurus* cependant. Perforation sus-anale arrondie, très proche de l'échancrure interlobaire, mais nettement séparée de celle-ci par un pont chitineux.

Femelle : De même taille que le mâle, longue de 0,44 mm., large de 0,23. Très proche de la femelle de *Pt. goniodurus* (fig. 26 C), dont elle diffère cependant : par la forme plus cylindrique des tibias antérieurs ; par les ponctuations claires marquant toute la surface de la plaque notogastrique ; par la brièveté des soies dorsales postérieures (moins de 30 μ chez *akidoderma*, plus de 60 μ chez *goniodurus*) ; par la saillie postérieure médiane de l'orifice du canal spermatique. Les trois derniers caractères séparent aussi la femelle de *Pt. akidoderma* de celle de *Pt. diploderma*. Autre caractère différentiel avec cette dernière espèce : la bande de tissus plissés séparant la plaque de l'épistome de la plaque notogastrique au niveau du sillon thoracique est beaucoup plus étroite chez *Pt. akidoderma*

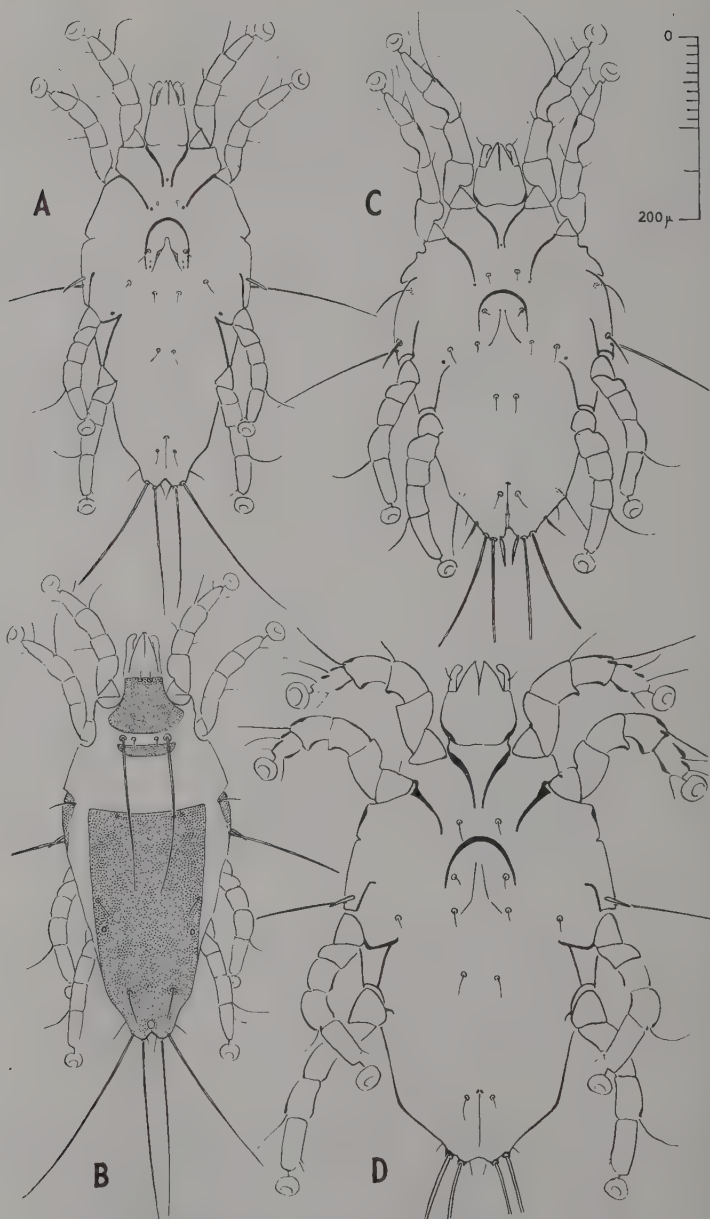


FIG. 26. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pseudalloptes*), femelles.

A. *Pt. alloptoïdes*, face ventrale ; B. *Pt. alloptoïdes*, face dorsale ;
C. *Pt. goniódorus*, face ventrale ; D. *Pt. pachydorus*, face ventrale.

(35 à 40 μ de hauteur sur la ligne médiane). Spermathèque difficile à voir ; vésicule et diverticules comme chez *Pt. goniodurus* (fig. 30 C), mais canal spermatique invisible, à l'inverse de ce qui s'observe chez cette dernière espèce.

HÔTE : *Guttera edouardi sclateri* Reichenow (*Phasianidae*), à Obala, Sud-Cameroun.

2. *Pt. (Pseudalloptes) alloptoïdes* n. sp.

Espèce remarquable par ses formes allongées.

Mâle (fig. 25 A) : Long de 0,43 mm., large de 0,16 seulement. Abdomen progressivement atténué en arrière de l'insertion des grandes soies latérales et terminé par une sorte de bande, assez longue et étroite ($60 \times 25 \mu$), formée par la coalescence des lobes abdominaux. Sur cette partie terminale de l'abdomen, on note, d'avant en arrière : un court piquant dirigé en dehors et un peu en avant ; deux grandes soies, l'antérieure un peu plus forte et plus longue que l'autre ; une petite soie terminale. Deux expansions membraneuses arrondies, une de chaque côté de la suture médiane, prolongent en arrière cette partie terminale amincie de l'abdomen. Ventouses copulatrices à 70-80 μ en avant de l'extrémité postérieure de l'abdomen. Organe génital petit situé à l'union des tiers moyen et postérieur du corps. Distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 90 μ . Soies latérales internes fortement dilatées en piquant, légèrement arquées. Pattes avec tous les articles subcylindriques. Celles de la IV^e paire, qui dépassent l'abdomen en arrière de la demi-longueur des tarsi, sont à peine plus fortes que celles de la III^e paire. L'extrémité postérieure de ces dernières atteint la partie terminale rétrécie de l'abdomen. Dent terminale interne aux tarsi IV. Rostre très allongé. Plaque de l'épistome réduite, en largeur comme en hauteur, en arrière de l'insertion des soies scapulaires. Large bande de téguments plissés (60 à 70μ) entre les deux plaques dorsales. Plaque notogastrique sans ornementation, ni soies remarquables, couvrant toute la largeur de l'abdomen. Perforation sus-anale ovale.

Femelle (fig. 26 A et B) : De même forme générale que le mâle, mais un peu plus grande : $0,45 \times 0,18$ mm. Abdomen progressivement atténué en arrière de l'insertion des grandes soies latérales. Ebauche de bilobation abdominale. Soies terminales accessoires très petites. Tocostome aux 2/5 antérieurs du corps. Epigynum en fer à cheval, très enveloppant. Pattes antérieures avec rotules et tibia subcylindriques. Pattes de la IV^e paire dépassant en arrière l'extré-

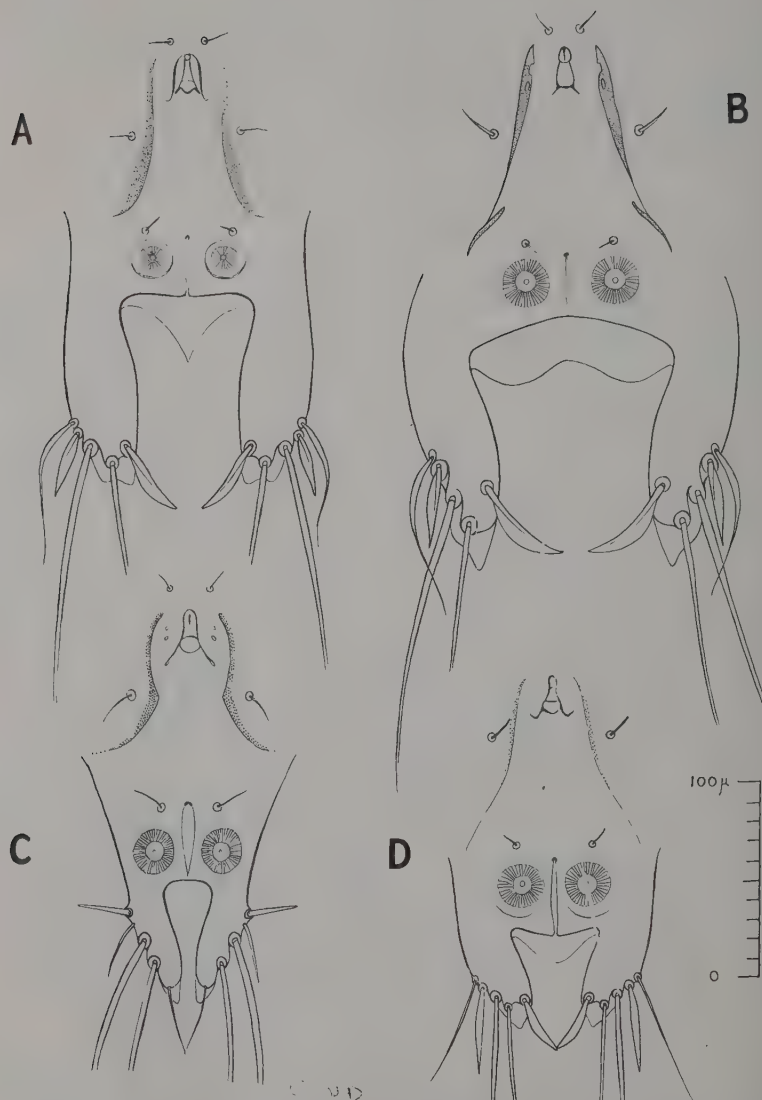


FIG. 27. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pseudalloptes*), mâles, extrémité postérieure de l'abdomen, face ventrale.

A. *Pt. akidoderma* ; B. *Pt. diptoderma* ; C. *Pt. microthyrsus* ; D. *Pt. goniodurus*.

mité postérieure de l'abdomen de la demi-longueur des tarses. Soies latérales et plaque de l'épistome comme chez le mâle. Plaque notogastrique sans ornementation remarquable, couvrant toute la largeur de l'abdomen. Spermathèque (fig. 30 A) petite avec des diverticules fins, peu divergents.

Hôte : *Guttera plumifera* (Cassin) (*Phasianidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun.

3. *Pt. (Pseudalloptes) anacanthus* n. sp.

Espèce de taille très petite, surtout chez le mâle.

Mâle (fig. 28 A) : Long de 0,21, large de 0,12 mm. Abdomen atténué régulièrement en arrière de l'insertion des grandes soies latérales. Bilobation terminale à peine ébauchée. Deux paires de grandes soies terminales ; soies accessoires peu développées, toutes sétiformes. Ventouses copulatrices très peu chitinisées, très proches du bord postérieur de l'abdomen. Organe génital aux $\frac{3}{4}$ postérieurs du corps, minuscule. Distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 45 μ . Soie latérale interne très légèrement dilatée, courte et courbe. Tibias avec un étranglement proximal et une dilatation assez marquée des trois quarts distaux. Une sorte d'épine mousse inféro-externe à l'extrémité des tibias et rotules des pattes antérieures. Pattes de la IV^e paire assez nettement hypertrophiées, dépassant en arrière l'extrémité de l'abdomen de plus que la longueur des tarses. Dent interne à l'extrémité de ces tarses. Pattes de la III^e paire atteignant le niveau de l'extrémité postérieure de l'abdomen. Plaque de l'épistome bien développée, en largeur comme en hauteur, en arrière de l'insertion des soies scapulaires. Bande de tissus plissés haute d'une vingtaine de μ entre les deux plaques dorsales, à l'union des tiers antérieur et moyen du corps. Plaque notogastrique recouvrant toute la largeur de l'abdomen. Perforation sus-anale triangulaire, très proche du bord postérieur de l'abdomen.

Femelle (fig. 28 C) : Nettement plus grande que le mâle, longue de 0,34, large de 0,15 mm. Ebauche de bilobation abdominale. Soies terminales accessoires minuscules. Tocostome aux $\frac{2}{5}$ antérieurs du corps. Epigynium très enveloppant, dessinant les trois quarts d'une circonférence. Pattes de la IV^e paire dépassant un peu en arrière l'extrémité postérieure de l'abdomen. Soies latérales comme chez le mâle. Plaque notogastrique avec de très légères ponctuations et sans soies dorsales remarquables. La bande de tissus plissés séparant cette plaque de celle de l'épistome est plus large qu'elle

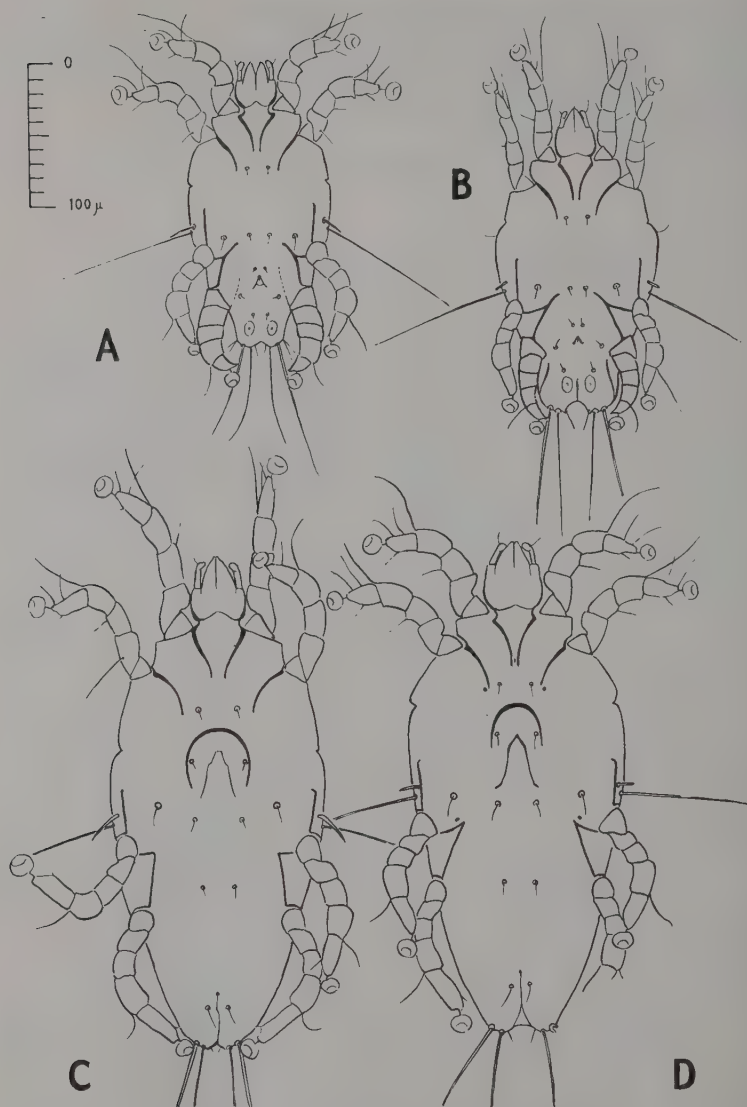


FIG. 28. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pseudulloptes*).

A. *Pt. anacanthus*, mâle, face ventrale ; B. *Pt. hyalosoma*, mâle, face ventrale ;
C. *Pt. anacanthus*, femelle, face ventrale ; D. *Pt. hyalosoma*, femelle, face
ventrale,

n'est chez le mâle (40 à 50 μ de hauteur). Interruption bien marquée entre la plaque notogastrique et les couvertures lobaires.

HÔTE : *Guttera edouardi sclateri* Reichenow (*Phasianidæ*), à Bertoua et Obala, Sud-Cameroun.

4. *Pt. (Pseudalloptes) cyrtocercus* n. sp.

Cette espèce est connue par deux mâles seulement, mais l'aspect de ces derniers est trop caractéristique pour qu'il y ait doute sur la validité de l'espèce.

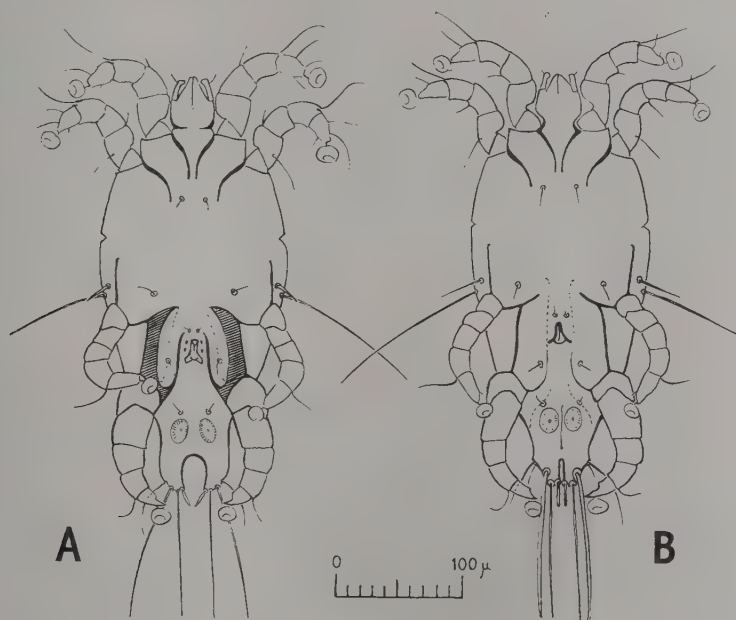


FIG. 29. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pseudalloptes*), mâles, face ventrale.
A. *Pt. cyrtocercus* ; B. *Pt. passalurus*.

Mâle (fig. 29 A) : Long de 0,33, large de 0,15 mm. Corps régulièrement atténué en arrière de l'insertion des grandes soies latérales, puis brusquement rétréci au niveau des coxæ IV. Bilobation terminale bien marquée. Le bord postérieur de chaque lobe fait avec le bord interne un angle aigu, marqué par l'insertion d'une soie dilatée en petite feuille pointue ; il se continue insensiblement au contraire avec le bord externe, l'ensemble formant une courbe régu-

lière en S italique allongé. Echancrure interlobaire en fer à cheval, haute de 30 μ , large de 20. Ventouses copulatrices très faiblement chitinisées, situées nettement en avant de l'échancrure interlobaire. Organe génital aux 2/3 postérieurs du corps, encadré latéralement par des sternites longitudinaux prolongeant les épimères IV. Distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 75-80 μ . Soie latérale interne courte et légèrement dilatée en piquant. Tibias des pattes antérieures avec une ébauche de dent apicale inféro-externe. Pattes de la IV^e paire assez nettement hypertrophiées, dépassant en arrière l'extrémité postérieure de l'abdomen de la longueur des tarses. Ceux-ci courts, avec une forte dent apicale interne. Pattes de la III^e paire atteignant à peine le niveau des ventouses copulatrices. Rostre plutôt court. Plaque de l'épistome large et haute. Sillon thoracique un peu postérieur à l'union des tiers antérieur et moyen du corps. Plaque notogastrique sans ponctuations, ni soies remarquables, couvrant toute la largeur de l'abdomen et prolongée sans interruption par les couvertures lobaires. Perforation sus-anale vaguement triangulaire située immédiatement en avant du bord de l'échancrure interlobaire.

HÔTE : *Guttera edouardi sclateri* Reichenow (*Phasianidæ*), à Bertoua, Sud-Cameroun.

5. *Pt. (Pseudalloptes) diploderma* n. sp.

Grande espèce, proche de *Pt. akidoderma* et de *Pt. goniodurus*.

Mâle : Long de 0,48, large de 0,22 mm. Forme générale identique à celle des deux espèces ci-dessus citées (cf. fig. 25 B et C). Lobes abdominaux de mêmes forme et dimensions que chez *Pt. akidoderma* (comparer les fig. 27 A et B) et portant les mêmes soies. Cependant, l'échancrure qui sépare ces lobes est nettement plus large chez *Pt. diploderma* (75 à 80 μ dans sa partie moyenne, la plus étroite — une centaine de μ dans sa partie antérieure). La membrane qui garnit le fond de l'échancrure interlobaire, au lieu de présenter une pointe aiguë postérieure médiane, montre deux expansions arrondies latérales séparées sur la ligne médiane par une échancrure à concavité postérieure. Le reste de la description du mâle de *Pt. akidoderma* (cf. *supra*) s'applique à *Pt. diploderma*. Cependant, les pattes postérieures sont relativement plus courtes chez cette dernière espèce : celles de la III^e paire n'atteignent pas la hauteur du fond de l'échancrure interlobaire et celles de la IV^e paire atteignent à peine le niveau de l'insertion des petites soies lobaires externes. La bande de tissus plissés séparant les plaques

dorsales au niveau du sillon thoracique est deux fois plus large (60 à 70 μ) chez *Pt. diploderma* qu'elle n'est chez *Pt. akidoderma*. La plaque notogastrique, chez *Pt. diploderma*, est dépourvue de ponctuations et seulement marquée de courtes stries, transversalement dirigées dans les trois quarts antérieurs de la plaque, plus ou moins longitudinales dans le quart postérieur et sur les couvertures lobaires. La perforation sus-anale est triangulaire plutôt qu'arrondie.

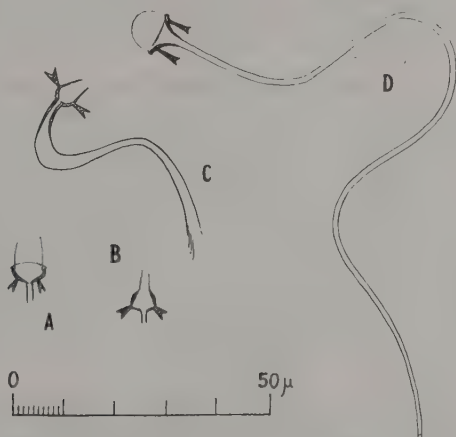


FIG. 30. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pseudalloptes*), spermatheques.
A. *Pt. alloptoïdes* ; B. *Pt. diploderma* ; C. *Pt. goniodurus* ; D. *Pt. pachydorus*.

Femelle : De même taille que le mâle, longue de 0,49, large de 0,23 mm., soit un peu plus grande que les femelles de *Pt. akidoderma* et de *Pt. goniodurus* (fig. 26 C). De la première de ces deux espèces, elle diffère par l'absence de ponctuations hyalines sur la plaque notogastrique, la plus grande longueur des soies dorsales postérieures et l'extrémité du canal spermatique, non saillante. Avec *Pt. goniodurus*, la ressemblance est plus grande. Les seules différences que nous ayons pu mettre régulièrement en évidence portent : sur la forme des tibias des pattes antérieures, plus cylindriques chez *Pt. diploderma* ; sur la hauteur de la bande de tissus plissés séparant les deux plaques dorsales, deux fois plus grande chez *Pt. diploderma* (60 à 70 μ comme chez le mâle) ; sur la spermatheque enfin (fig. 30 B et C), à diverticules plus divergents et à canal invisible chez *Pt. diploderma*.

HÔTE : *Numida meleagris* (L.) (*Phasianidæ*), à Yaoundé et à Tibati, plateau de l'Adamaoua.

6. *Pt. (Pseudalloptes) goniodurus* n. sp.

Proche de l'espèce précédente et de *P. akidoderma*, mais plus petit. Remarquable par la forme contournée des tibias des pattes antérieures chez les deux sexes. Ces articles présentent : une courbure générale avec convexité supéro-interne ; un rétrécissement de la partie proximale, dont le diamètre est les $\frac{2}{3}$ de celui de la rotule correspondante ; une dilatation de la partie distale, portant surtout sur la face inférieure. Le développement des soies latérale antérieure, dorsale moyenne et dorsale postérieure est une autre caractéristique de l'espèce commune aux deux sexes.

Mâle (fig. 25 B) : Long de 0,40 mm., large de 0,21. Lobes abdominaux (fig. 27 D) plus courts que chez les deux espèces voisines (40 μ environ) ; fente interlobaire plus étroite et plus resserrée en arrière (45 μ dans sa partie antérieure, 30 μ dans sa partie postérieure). Pattes postérieures relativement plus longues que chez les deux espèces voisines. Celles de la III^e paire dépassent en arrière le fond de l'échancrure interlobaire. Celles de la IV^e dépassent l'abdomen de la longueur du tarse. Plaques dorsales (fig. 25 C) de même forme que chez *Pt. diploderma* et *Pt. akidoderma* ; la plaque notogastrique dépourvue des ponctuations observée chez la dernière espèce.

Femelle (fig. 26 C) : Longue de 0,45, large de 0,24 mm., soit un peu plus petite et trapue que celle de *Pt. diploderma*. Voir ci-dessus les autres différences la séparant de cette dernière espèce et de *Pt. akidoderma*.

Hôte : *Guttera plumifera* (Cassin) (*Phasianidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun.

7. *Pt. (Pseudalloptes) hyalosoma* n. sp.

Petite espèce, proche de *Pt. anacanthus*.

Mâle (fig. 28 B) : Long de 0,21, large de 0,12 mm. Diffère du mâle de *Pt. anacanthus* par : la bilobation terminale de l'abdomen, plus marquée ; la soie latérale interne, plus courte et droite ; les tibias des pattes antérieures, plus cylindriques ; les pattes de la IV^e paire, plus courtes, dépassant en arrière l'abdomen de la demi-longueur du tarse, ces tarses pourvus d'une dent terminale plus forte ; le sillon thoracique, plus antérieur et plus étroit (les plaques dorsales, qui recouvrent presque tout le corps, se touchent presque au niveau de ce sillon).

Femelle (fig. 28 D) : Longue de 0,33, large de 0,15 mm. Diffère de celle de *Pt. anacanthus* par : l'épigynium, moins enveloppant ; les pattes postérieures, plus courtes et n'atteignant pas en arrière l'extrémité de l'abdomen ; la bande de tissus plissés du sillon thoracique, plus étroite (10 à 15 μ) ; les ponctuations de la plaque notogastrique, fortement dessinées ; l'absence de sillon entre la plaque notogastrique et les couvertures lobaires.

Hôte : *Francolinus bicalcaratus* L. (*Phasianidæ*), à Yaoundé et Agagedo, Sud-Cameroun.

8. *Pt. (Pseudalloptes microthyrus* n. sp.

Espèce apparentée au groupe de *Pt. goniodurus*, mais en différant par l'aspect de la plaque de l'épistome.

Mâle : Long de 0,46, large de 0,22 mm. Forme générale de *Pt. goniodurus* (fig. 25 B), mais lobes abdominaux (fig. 27 C) plus rapprochés l'un de l'autre que chez cette dernière espèce. La fente interlobaire est large de 25 μ seulement dans sa partie antérieure et se rétrécit jusqu'à 10-15 μ dans sa partie postérieure. Petite soie terminale interne sétiforme, fine. Soie lobaire la plus antérieure en piquant dirigé vers l'extérieur et l'avant. Pattes de la IV^e paire dépassant l'extrémité abdominale de la demi-longueur du tarse. Pattes de la III^e paire dépassant en arrière le fond de l'échancrure interlobaire. Tibias des pattes antérieures plus régulièrement cylindriques que chez *Pt. goniodurus*. Plaque de l'épistome réduite, haute de 70-80 μ , large d'autant, n'atteignant pas, en arrière, le niveau de l'insertion des soies scapulaires. Plaque notogastrique couvrant presque entièrement l'abdomen en arrière du sillon thoracique, ornée de vermiculations transversales.

Femelle : Longue de 0,50, large de 0,25 mm. Presque indiscernable, à première vue, de celle de *Pt. diploderma*. Toutefois, trois différences constantes permettent de séparer les femelles de ces deux espèces vivant chez le même hôte. Les soies terminales accessoires sont deux fois plus fines et courtes (10 μ) chez *Pt. microthyrus* qu'elles ne le sont chez *Pt. diploderma*. Chez *Pt. diploderma*, la plaque notogastrique est décorée, dans sa partie postérieure, de stries obliques en arrière et en dehors, divergeant de part et d'autre de la ligne médiane. Chez *Pt. microthyrus*, ces stries sont toutes longitudinales et parallèles. Enfin, chez *Pt. diploderma*, la perforation sus-anale est ronde, très proche du bord postérieur, mais isolée de celui-ci. Chez *Pt. microthyrus*, elle est ouverte en Ω sur le bord postérieur. La spermathèque, lorsqu'elle est visible, peut

aider à la diagnose. Les diverticules sont parallèlement dirigés en arrière chez *Pt. microthyrus*, alors qu'ils sont très fortement divergents chez *Pt. diploderma*.

Hôte : *Numida meleagris* (L.) (*Phasianidæ*), à Yaoundé et à Tibati, plateau de l'Adamaoua.

9. *Pt. (Pseudalloptes) pachydorus* n. sp.

Espèce apparentée à *Pt. alLOPTOÏDES*, mais beaucoup plus large, remarquable par la très forte chitinisisation des téguments chez les individus adultes.

Mâle (fig. 25 D) : Long de 0,47, large de 0,24 mm. Abdomen très régulièrement atténué en arrière de l'insertion des grandes soies latérales. Lobes abdominaux minces et courts, coalescents sur la ligne médiane où une suture chitineuse, haute de 40 μ , remplace la fente interlobaire. Soies lobaires comme chez *Pt. alLOPTOÏDES*. Ventouses copulatrices à 80-90 μ en avant de l'extrémité postérieure, très proches l'une de l'autre. Les épimères IV s'anastomosent sur la ligne médiane, créant un arc chitineux transversal qui sépare les ventouses copulatrices de l'organe génital, et forment à ce dernier un cadre presque complet, ouvert seulement en avant. L'organe génital est situé aux 5/8 du corps. Distance entre les poils sous-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 105-115 μ . Soies latérales internes à peine dilatées en court piquant droit. Soies latérales antérieures piliformes. Tibias des pattes antérieures subcylindriques. Pattes de la III^e paire atteignant à peine le niveau de la suture interlobaire. Pattes de la IV^e paire nettement plus fortes que les précédentes, dépassant l'abdomen de toute la longueur des tarses. Forte dent terminale à ces derniers. Plaque de l'épistome large en avant de l'insertion des soies scapulaires, réduite, en hauteur comme en largeur, en arrière de cette insertion. Bande de tissus plissés séparant l'une de l'autre les plaques dorsales, assez étroite sur la ligne médiane (hauteur : 20-25 μ). Plaque notogastrique couvrant complètement l'abdomen en arrière du sillon thoracique, sans ornementation remarquable. Perforation sus-anale minuscule, en ovale allongé longitudinalement.

Femelle (fig. 26 D) : Nettement plus grande que le mâle, longue de 0,53, large de 0,29 mm. Ebauche de bilobation abdominale. Soies accessoires terminales minuscules. Tostome aux 2/5 antérieurs du corps, surmonté d'un épigynium en demi-cercle, peu enveloppant. Pattes postérieures dépassant en arrière l'abdomen de la demi-longueur du tarse. Partie postérieure de la plaque de l'épistome un

peu plus développée que chez le mâle. Plaque notogastrique relativement étroite, ne couvrant pas toute la largeur du corps, décorée de larges ocelles pâles. Perforation sus-anale arrondie, assez large. Bande de tissus plissés étroite (25 à 30 μ de hauteur sur la ligne médiane), entre les deux plaques dorsales. Tibias antérieurs et soies latérales comme chez le mâle.

Hôte : *Phasidus niger* (Cassin) (*Phasianidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun.

10. *Pt. (Pseudalloptes) proctophyllus* Trouessart 1899.

Sur *Colius striatus nigricollis* Vieillot (*Coliidæ*), à Yaoundé.

Ce n'est pas sans hésitation que nous laissons cette espèce dans le genre *Pterolichus*. *Pseudalloptes proctophyllus* se singularise par quelques caractères remarquables dont on ne trouve l'équivalent chez aucune autre des espèces maintenues dans le genre *Pterolichus*. Ce sont : chez le mâle, la forte chitinisisation des ventouses capulatrices et la dilatation en énormes feuilles d'une des paires de soies terminales ; chez la femelle, la division de la plaque notogastrique par une large interruption transversale et l'épigynium réduit. Nous avons répugné à créer un genre nouveau pour cette seule espèce, mais cette création apparaîtra peut-être nécessaire par la suite.

S.-G. *PTEROLICHUS* S. S.

11. *Pterolichus coleosoma* n. sp.

Espèce de taille médiocre et de forme allongée, caractérisée par le grand développement des plaques dorsales : la plaque de l'épistome et la plaque notogastrique s'appliquent étroitement l'une à l'autre sur toute la longueur du sillon thoracique.

Mâle (fig. 31 A) : Long de 0,38, large de 0,17 mm. Abdomen régulièrement atténué vers l'arrière. Bilobation terminale accusée. Les lobes, triangulaires, sont séparés l'un de l'autre par une fente interlobaire étroite, profonde de 40 μ environ. Soies de l'une des deux paires externes dilatées en longs piquants un peu courbes. Les quatre autres paires de soies lobaires sétiformes. Ventouses copulatrices situées à 60-65 μ de l'extrémité postérieure de l'abdomen. Organe génital minuscule, aux 2/3 du corps. Distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 80-85 μ . Soie latérale interne dilatée en piquant courbe. Pattes antérieures avec tibias étranglés dans leur partie proximale et dilatés dans leur partie dis-

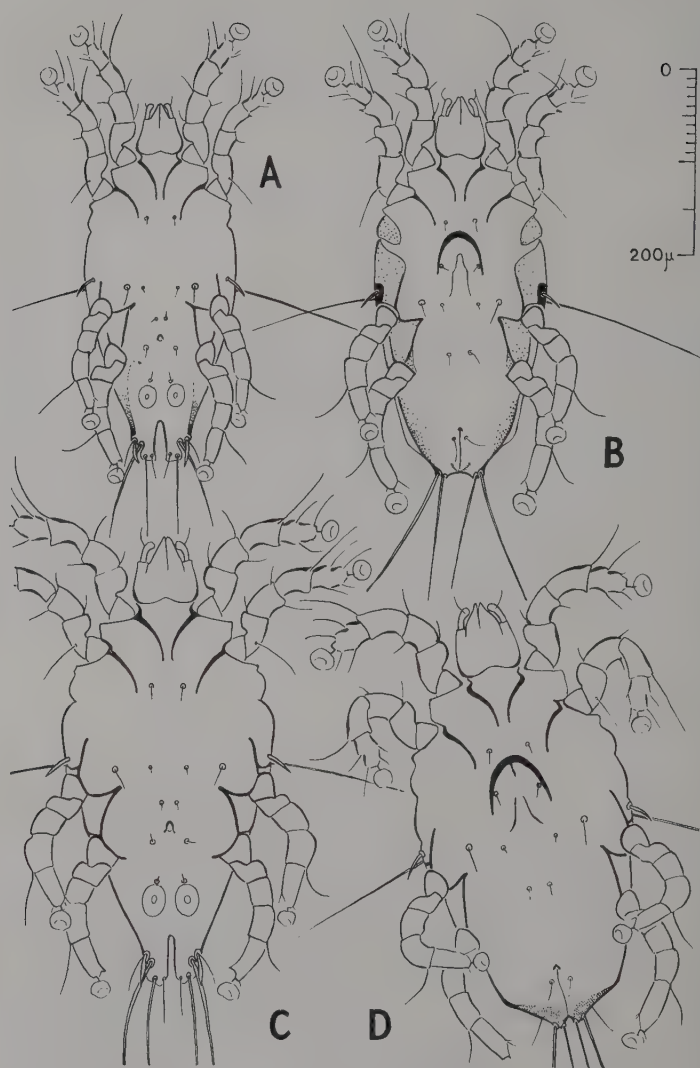


FIG. 31. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pterolichus* s. st.).

A. *Pt. coleosoma*, mâle, face ventrale ; B. *Pt. coleosoma*, femelle, face ventrale ;
 C. *Pt. euryzonus*, mâle, face ventrale ; D. *Pt. euryzonus*, femelle, face ventrale.

tale, avec une petite épine terminale à la face inférieure. Pattes de la III^e paire atteignant en arrière le niveau des ventouses copulatrices. Pattes de la IV^e paire atteignant l'extrémité abdominale ; tarses de ces dernières terminés par une très petite dent inféro-interne. Plaque de l'épistome et plaque notogastrique couvrant entièrement la surface dorsale du corps, très chitinisées, sans ornement remarquable. Perforation sus-anale triangulaire, très proche du fond de l'échancrure interlobaire, mais bien distincte de cette échancrure. Bandes chitineuses latérales, développées à la surface ventrale du corps.

Femelle (fig. 31 B) : Sensiblement de même taille que le mâle, longue de 0,40, large de 0,19 mm. Forme générale en ovale allongé, de courbe très régulière. Grandes soies terminales de l'abdomen insérées très près les unes des autres. Soies accessoires minuscules. Tostome aux 2/5 du corps. Epigynium en ogive, peu enveloppant. Pattes de la IV^e paire dépassant en arrière l'abdomen de la demi-longueur des tarses. Tibias antérieurs, soies latérales, bandes chitineuses latérales et plaques dorsales comme chez le mâle. Perforation sus-anale de la plaque notogastrique ronde, très petite, largement séparée du bord postérieur de l'abdomen. Spermathèque (fig. 34 A) grande et bien visible ; diverticules longs de 9 à 10 μ . Canal spermatique visible sur une vingtaine de μ en arrière de la spermathèque.

HÔTE : *Guttera plumifera* (Cassin) (*Phasianidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun.

12. *Pterolichus euryzonus* n. sp.

Espèce proche de la précédente, mais plus grande, plus large, les plaques chitineuses couvrant moins complètement la surface dorsale du corps.

Mâle (fig. 31 C) : Long de 0,46, large de 0,22 mm. Maximum de largeur du corps immédiatement en arrière du sillon thoracique. L'abdomen s'atténue ensuite régulièrement jusqu'aux lobes abdominaux. La description du mâle de *Pt. coleosoma* s'applique presque exactement à *Pt. euryzonus*. Cependant, la distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices est plus grande (100 à 110 μ). Les plaques dorsales ne viennent pas en contact l'une avec l'autre le long du sillon thoracique, mais sont séparées par une bande de tissus plissés haute de 20 à 25 μ .

Femelle (fig. 31 D) : De même taille que le mâle, longue de 0,46, large de 0,23 mm. Extrémité postérieure de l'abdomen plus angu-

leuse que chez l'espèce précédente. Grandes soies terminales de l'abdomen insérées très près les unes des autres et très rapprochées de la ligne médiane. Soies accessoires minuscules. Plaques dorsales séparées, comme chez le mâle, par une bande de tissus plissés haute de 25-30 μ . Plaque notogastrique criblée de lacunes pâles. Cette plaque interrompue en avant du bord postérieur de l'abdomen par une large bande de tissus plissés. Perforation sus-anale invisible. Spermathèque minuscule, de même forme et taille que celle de *Pt. glyphothyrus* (fig. 34 D).

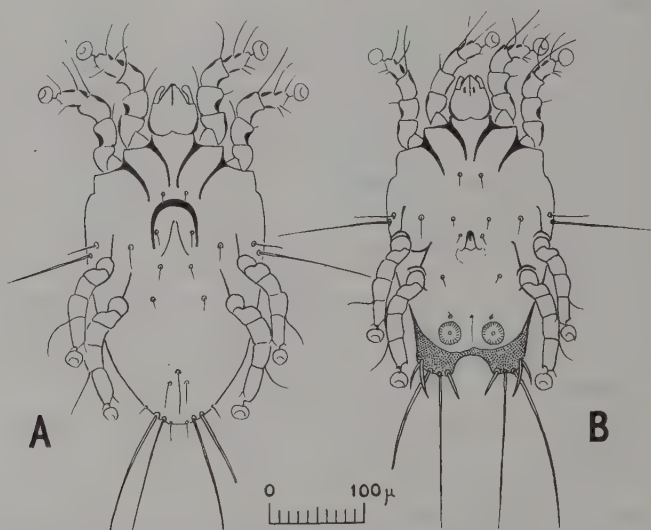


FIG. 32. — *Pterolichus (Pterolichus) francolini*.
A. Femelle, face ventrale ; B. Mâle, face ventrale.

Hôte : *Guttera edouardi sclateri* Reichenow (*Phasianidæ*), à Yaoundé.

13. *Pterolichus francolini* n. sp.

Petite espèce, courte et large.

Mâle (fig. 32 B) : Long de 0,32, large de 0,18 mm. Maximum de largeur du corps immédiatement en arrière du sillon thoracique. Abdomen régulièrement, mais assez peu atténué. Lobes abdominaux vaguement quadrangulaires, très courts, larges (40 à 50 μ), écartés, fortement chitinisés. Leur bord postérieur porte deux paires de grandes soies sétiformes et trois paires de soies accessoires

légèrement dilatées, la paire interne plus nettement que les autres. Echancre interlobaire en arc de cercle largement ouvert en arrière. Ventouses copulatrices relativement écartées l'une de l'autre. Organe génital d'assez grande taille pour le genre, très antérieurement situé aux 11/20 de la longueur du corps. Distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 100-110 μ . Soies latérales toutes sétiformes. Tibias antérieurs peu déformés. Epimères antérieurs fortement chitinisés. Pattes de la III^e paire atteignant en arrière le niveau des ventouses copulatrices. Pattes de la IV^e paire atteignant tout juste l'extrémité abdominale. Plaques dorsales couvrant toute la largeur du corps et se touchant presque au niveau du sillon thoracique. Ces plaques de surface finement granuleuse, sans ornementation remarquable.

Femelle (fig. 32 A) : Un peu plus grande que le mâle, longue de 0,36, large de 0,19 mm. Abdomen en ovale de courbe régulière. Grandes soies terminales insérées près les unes des autres. Soies accessoires petites. Tostome aux 2/5 du corps. Epigynum en fer à cheval, largement enveloppant. Pattes de la IV^e paire n'atteignant pas l'extrémité postérieure de l'abdomen. Pattes antérieures, soies latérales et plaques dorsales comme chez le mâle. La plaque notogastrique est interrompue avant le bord postérieur. Spermathèque (fig. 34 B) très grande, avec des plis radiés bien visibles, des diverticules longs (12 μ), mais fins. Canal spermatique non visible.

Hôte : *Francolinus lathamii* Hartlaub (*Phasianidae*), à Yaoundé, Sud-Cameroun.

14. *Pterolichus glyphotochus* n. sp.

Espèce remarquable par la décoration de la plaque de l'épistome, largement ponctuée d'ocelles claires.

Mâle (fig. 33 A et B) : Long de 0,43, large de 0,24 mm. Forme générale losangique. Le maximum de largeur s'observe au milieu du corps, au niveau de l'insertion des soies latérales internes. Extrémité postérieure bilobée. Lobes quadrangulaires, presque carrés (40 $\mu \times 40 \mu$), écartés, divergents, fortement chitinisés. Soie terminale accessoire interne dilatée en longue feuille aiguë ; une des soies accessoires externes dilatée en long piquant. Echancre interlobaire large de 60 μ , peu profonde. Ventouses copulatrices écartées l'une de l'autre, très proches du fond de l'échancre interlobaire. Organe génital immédiatement en arrière du milieu du corps. Distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 150-160 μ . Soie latérale interne dilatée en lame de faux,

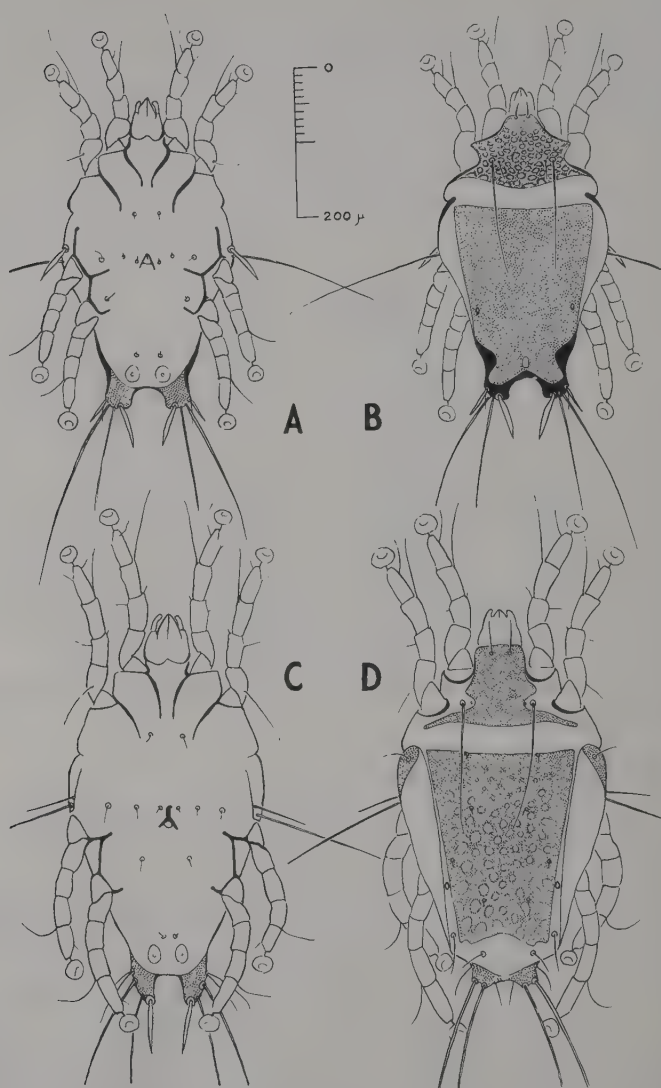


FIG. 33. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pterolichus* s. st.).

A. *Pt. glyphothyrus*, mâle, face ventrale ; B. *Pt. glyphothyrus*, mâle, face dorsale ; C. *Pt. hyalostictus*, mâle, face ventrale ; D. *Pt. hyalostictus*, femelle, face dorsale.

longue de 50-55 μ . Tibias antérieurs modérément déformés. Pattes de la III^e paire n'atteignant pas, en arrière, le niveau des ventouses copulatrices. Pattes de la IV^e paire atteignant l'extrémité postérieure des lobes abdominaux. Plaque de l'épistome couvrant tout le propodosoma, décorée de larges ocelles claires. Bande de tissus plissés haute de 30-40 μ , entre la plaque de l'épistome et la plaque notogastrique. Cette dernière dépourvue de ponctuations. Perforation sus-anale en ovale allongé longitudinalement, bien distincte du fond de l'échancrure interlobaire.

Femelle : Longue de 0,48, large de 0,25 mm. Extrémité abdominale anguleuse, avec ébauche de bilobation terminale. Saillie médiane de l'extrémité postérieure du canal spermatique. Soies terminales accessoires petites, celles de la paire interne un peu dilatées en piquant. Tostome aux 7/16 de la longueur du corps. Soie latérale interne plus dilatée encore et plus longue qu'elle n'est chez le mâle (65-70 μ). Pattes de la IV^e paire dépassant à peine l'abdomen. Plaque de l'épistome comme chez le mâle. Plaque notogastrique avec quelques ponctuations dans sa partie antérieure, moins apparentes que celles de la plaque de l'épistome. Une large bande de tissus plissés isole le bord postérieur de la plaque notogastrique d'une plaque chitineuse postérieure portant les soies terminales. La perforation sus-anale s'ouvre dans cette dernière plaque. Spermathèque (fig. 34 D) petite ; canal spermatique invisible.

Hôte : *Corythaeola cristata* (Vieillot) (*Musophagidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun.

15. *Pterolichus hyalostictus* n. sp.

Une des plus grandes espèces du genre.

Mâle (fig. 33 C) : Long de 0,52, large de 0,26 mm. Abdomen assez régulièrement atténué en arrière de l'insertion des grandes soies latérales. Lobes abdominaux vaguement triangulaires, longs de 50 μ , larges de 40 μ à leur base, assez écartés, fortement chitinisés. Soie terminale interne dilatée en bâtonnet ; les autres soies lobaires sétiformes. Echancrure interlobaire large de 25-30 μ dans sa partie antérieure, plus ouverte (45-50 μ) dans sa partie postérieure. Ventouses copulatrices rapprochées l'une de l'autre et peu distantes du fond de l'échancrure interlobaire. Organe génital un peu en arrière de la moitié du corps. Distance entre les poils pré-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 175-185 μ . Soies latérales toutes sétiformes. Pattes antérieures plus longues et fines que chez toutes les autres espèces du genre, à tibias syb-cylindriques. Pattes de la

III^e paire atteignant en arrière le niveau des ventouses copulatrices. Pattes de la IV^e paire dépassant l'abdomen de la demi-longueur des tarsi. Ces derniers portent une épine droite terminale. Plaque de l'épistome étroite en avant de l'insertion des soies scapulaires, très élargie en arrière de cette insertion, mais ceci sur une très faible hauteur (comme chez *Pt. goniodurus*, cf. fig. 25 C). Large bande de tissus plissés (50 à 60 μ de hauteur) entre la plaque de l'épistome et la plaque notogastrique. Celle-ci ne couvre pas toute la largeur du corps et se trouve séparée, en arrière, des couvertures lobaires par une assez large interruption. La plaque notogastrique est ponctuée de larges ocelles hyalines.

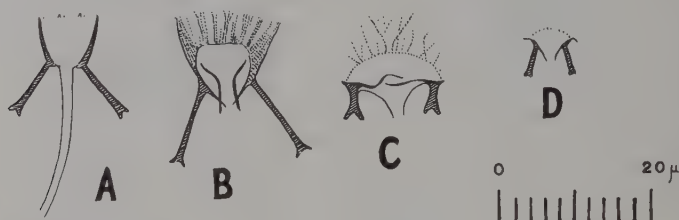


FIG. 34. — Genre *Pterolichus* (s.-g. *Pterolichus* s. st.), spermatheques. A. *Pt. coleosoma* ; B. *Pt. francolini* ; C. *Pt. hyalostictus* ; D. *Pt. glyphothyrus*.

Femelle (fig. 33 D) : Longue de 0,50, large de 0,28 mm. Extrémité abdominale avec une ébauche de bilobation. Tostome aux 2/5 du corps. Epigynum très enveloppant, dessinant les 3/4 d'une circonférence. Pattes postérieures longues, celles de la IV^e paire dépassant en arrière l'abdomen de toute la longueur des tarsi. Pattes antérieures, soies latérales et plaques dorsales comme chez le mâle. Spermatheque (fig. 34 C) avec une énorme vésicule et des diverticules très courts et très épais.

Hôte : *Francolinus squamatus* (Cassin) (*Phasianidæ*), à Yaoundé, Sud-Cameroun.

Sur *Francolinus bicalcaratus* L., on trouve une variété de cette espèce, *Pt. hyalostictus hypostictus* n. var., caractérisée par l'absence de ponctuations sur la plaque notogastrique chez les deux sexes et, chez le mâle, des lobes abdominaux un peu plus courts et obtus.

16. *Pterolichus obtusus* Robin 1877.

Sur les poulets domestiques à Yaoundé.

Genre PTILOXENUS.

Le genre *Sokoloviana* Dubinin ne nous semble pas nettement distinct de *Ptiloxenus* Hull. Le plus frappant des caractères distinctifs invoqués par Dubinin, la transformation de la soie coxale IV en « organe adhésif » est le résultat d'une erreur d'interprétation. La glande dorsale (néphridie), présente chez tous les *Analgesoidea*, mais particulièrement visible chez certaines espèces, a été prise à tort pour une soie modifiée. Les autres caractères définissant *Sokoloviana* ne justifient pas, à notre sens, une coupure générique. Nous considérerons *Sokoloviana* comme un sous-genre de *Ptiloxenus*.

Trois espèces de ce genre, ainsi compris, ont été récoltées sur des oiseaux du Cameroun.

1. *Ptiloxenus colymbi* (Canestrini 1878).

Sur *Polioccephalus ruficollis capensis* (Salvadori) (*Podicipidæ*), à Bertoua, Nord-Cameroun.

2. *Ptiloxenus (Sokoloviana) gracilis* (Mégnin et Trouessart 1884).

Sur *Himantopus himantopus* (L.) (*Charadriidæ*), à Pouss, Nord-Cameroun.

3. *Ptiloxenus (Sokoloviana) leptosoma* (Gaud 1953).

Sur *Xiphidiopterus albiceps* (Gould) (*Charadriidæ*), à Saa, Sud-Cameroun.

Genre SCOPUSACARUS.

Ce genre est nettement séparé de *Pterolichus* : par l'absence de poils verticaux chez les deux sexes, par la forte chitínisation des ventouses copulatrices chez le mâle, par la brièveté de l'épigynium chez la femelle. La disposition des poils ventraux chez le mâle est la même que chez *Pterolichus* et *Pseudallopinus*. Ce genre a été créé pour une seule espèce, que nous avons retrouvée au Cameroun.

***Scopusacarus pyriventris* (Trouessart 1886).**

Sur *Scopus umbretta* Gmelin (*Scopidæ*), sur le plateau de l'Adamaoua.

Genre TOURACOBIA.

Ce genre s'apparente à *Pterolichus* par la disposition des poils ventraux chez le mâle. En dehors de la disproportion de taille entre tarses et tibias (fig. 35), les caractères distinctifs de *Touracobia* sont les suivants :

deux poils verticaux, soies scapulaires internes presque aussi fortes que les externes, épimères soudés en Y chez les deux sexes ; ventouses copulatrices très faiblement chitinisées et tarsi IV inermes chez le mâle ; chez la femelle, épigynum court, dont les extrémités n'atteignent pas l'insertion des poils centraux.

Génotype : *Pterolichus microphyllus* Mégnin et Trouessart, sur *Corythaix meriau* (= *Turacus persa*) d'Afrique occidentale.

Nous avons retrouvé cette espèce sur *Turacus persa* (L.) (*Musophagidae*), à Ambam, Sud-Cameroun.

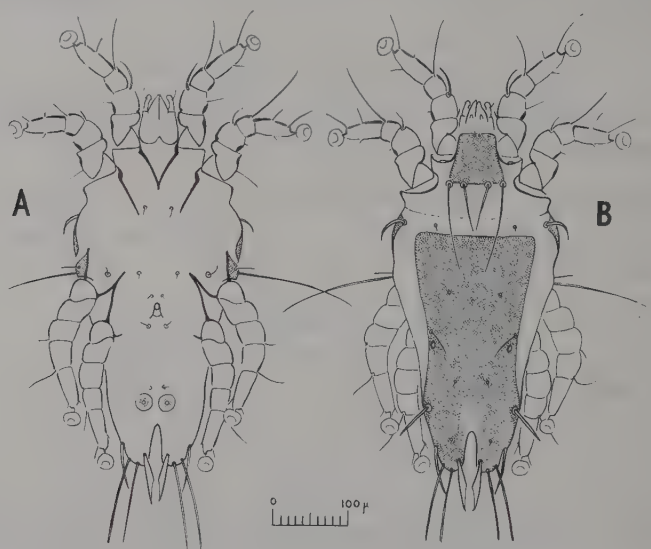


FIG. 35. — *Touracobia microphylla*, mâle.
A. Face ventrale ; B. Face dorsale.

Genre *XOLOPTOIDES*.

Ce genre présente presque tous les caractères de *Pseudalloptinus*, mais les tarsi des pattes de la IV^e paire sont terminés par une énorme dent en forme de griffe et dépourvus d'ambulacre. *Xoloptoides* diffère donc de *Pseudalloptinus* au même degré et de la même façon que *Xoloptes* diffère de *Pterolichus*.

Génotype : *Xoloptoides colpocestus* Gaud et Mouchet, sur *Dissoura episcopus* (cf. ci-dessous).

Xoloptoïdes colpocestus n. sp.

Espèce remarquable par sa taille, par sa forte chitïnisation, par l'aspect spécial de la bande de tissus plissés séparant les plaques dorsales au niveau du sillon thoracique.

Mâle (fig. 36) : Long de 0,66, large de 0,26 mm. Abdomen de largeur uniforme entre les pattes II et III, fortement rétréci en arrière de l'insertion des pattes IV (80 à 90 μ au niveau des ventouses copulatrices). Cette partie postérieure de l'abdomen est presque rectangulaire, les bords latéraux sub-parallèles, le bord postérieur assez carrément tronqué. Une petite fente médiane linéaire incise ce bord postérieur sur 25-30 μ de hauteur, ébauchant une division en deux lobes. Les cinq paires de soies terminales de taille très inégale, mais toutes sétiformes. Ventouses copulatrices à 70-80 μ du bord postérieur de l'abdomen, très peu chitïnisées. Organe génital aux 2/3 de la longueur du corps, minuscule, entouré d'un mince cadre chitineux ovale. Distance entre les soies pré-génitales et les ventouses copulatrices égale à 175-190 μ . Soies latérales insérées très près les unes des autres. Les antérieures piliformes ; les internes en court piquant ; les grandes soies sétiformes, minces et relativement courtes. Pattes antérieures longues et fortes, tous les articles sub-cylindriques. Pattes de la III^e paire plus fines, mais presque aussi longues, atteignant en arrière l'extrémité de l'abdomen. Pattes de la IV^e paire beaucoup plus courtes, n'atteignant pas tout à fait en arrière l'extrémité abdominale. La moitié de la longueur de ces pattes est constituée par les deux premiers articles, qui sont cylindriques et larges, leur diamètre deux fois celui des pattes de la III^e paire. Les trois derniers articles des pattes IV s'atténuent coniquement d'avant en arrière. Les tibias sont très courts (30 μ), les tarses plus courts encore, constitués pour moitié par la forte dent apicale. Champs coxaux fermés en avant des coxæ IV, de part et d'autre de l'organe génital. Epimères I en Y allongé. Plaques dorsales fortement chitïnisées, brun ocré, finement granuleuses, sans ornementation. Plaque de l'épistome couvrant toute la largeur du corps en avant de l'insertion des soies scapulaires, mais dépassant peu ces insertions en arrière. Poils verticaux forts et longs (70-80 μ). Entre la plaque de l'épistome et la plaque notogastrique, une bande de téguments grossièrement plissés, haute d'une centaine de μ , remarquable par la profondeur et le petit nombre des plis (moins d'une dizaine). Plaque notogastrique longue et relativement étroite. Perforation sus-anale arrondie. Une soie dorsale postéro-latérale dilatée en bâtonnet droit de chaque côté de cette perforation.

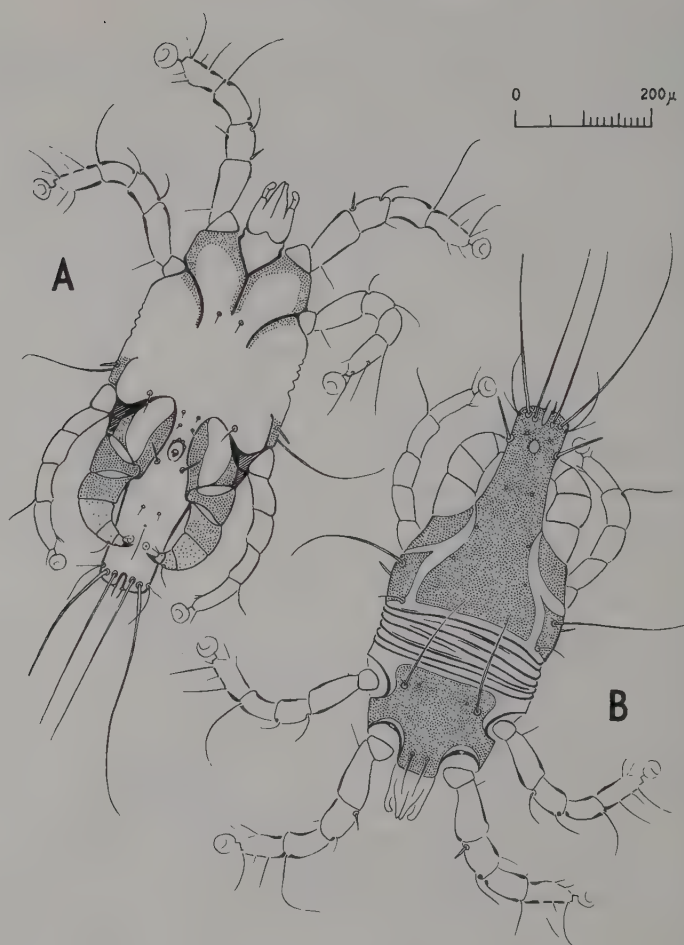


FIG. 36. — *Xoloptoides colpocestus*, mâle.

A. Face ventrale ; B. Face dorsale.

Femelle : Longue de 0,63, large de 0,28 mm. Corps en ovale très régulier. Extrémité postérieure de l'abdomen arrondie. Insertions des grandes soies terminales très proches les unes des autres. Soies accessoires petites. Pattes postérieures insérées très en arrière ; celles de la III^e paire atteignent l'extrémité abdominale ; celles de la IV^e paire dépassant cette extrémité de presque toute la longueur

des deux derniers articles. Tostome immédiatement en avant de la moitié du corps. Epigynum en quart de circonférence. Tous ces caractères rapprochent la femelle de *X. colpocestus* de celle de *Pseudaloptinus didactylus*, parasite d'autres *Ciconiidae*. Mais, chez *X. colpocestus*, la plaque de l'épistome ne conflue pas avec les bandes latérales antérieures ; la plaque notogastrique est ocellée ; il n'y a pas de saillie médiane postérieure du canal spermatique ; la spermathèque est minuscule et quasi-invisible, tandis qu'elle montre des diverticules longs (20-22 μ) et épais chez *Ps. didactylus*.

Sous-Famille Thoracosathesinae

Genre THORACOSATHES.

La place anormalement antérieure, entre les épimères I, de l'organe génital mâle, l'appendice médian long, épais, rigide et droit qui termine l'abdomen des femelles, la forme en cratère arrondi du tostome de ces dernières nous semblent des caractères suffisants pour isoler des autres *Pterolichidae*, en un genre nouveau et une sous-famille nouvelle, le *Pseudaloptes thoracosathes* Trouessart et Neumann 1888. Autres caractères du genre : deux poils verticaux, épimères I à extrémités postérieures libres, disques ambulacraires arrondis. Pattes de la IV^e paire légèrement hypertrophiées chez le mâle ; deux paires de grandes soies terminales et tostome très enveloppant chez les femelles.

Génotype : *Pterolichus (Pseudaloptes) thoracosathes* Trouessart et Neumann, sur *Megapodius freycineti* de Nouvelle-Guinée.

Aucun représentant de ce genre n'est actuellement connu du Cameroun ni même d'Afrique.

Sous-Famille Vexillariinae

Genre PTEROCOLURUS.

Nous avons hésité à faire de *Pterocolurus* un sous-genre de *Vexillaria*. Les deux genres sont très proches l'un de l'autre. Les femelles, en particulier, sont indiscernables. Cependant, chez le mâle, outre la forte hypertrophie des pattes de la IV^e paire, plusieurs caractères importants isolent *Pterocolurus*. Les ventouses copulatrices sont à peine visibles chez celui-ci, alors qu'elles présentent un disque extérieur fortement chitinisé chez *Vexillaria*. Chez ce dernier genre, l'extrémité de l'abdomen est largement bilobée et garnie de gigantesques feuilles. Chez *Pterocolurus*, l'extrémité abdominale est fortement rétrécie, les lobes nuls ou très courts, et étroitement accolés, sans soies terminales dilatées en

feuilles. Enfin, chez *Pterocolurus*, les tarses IV portent à leur base une forte épine dorsale dirigée vers l'apex de l'article, tandis que, chez *Vexillaria*, ces tarses portent un tubercule apical, ventral, rétrograde (dirigé vers la base de l'article). Chez *Pterocolurus*, comme chez *Vexillaria*, les épimères I sont libres chez les deux sexes. Les soies latérales sont fortement dilatées, la soie latérale antérieure en particulier, qui a la forme d'une lame de faux ou d'un sabre courbe. Poils verticaux absents. Chez la femelle, épigynum très court, surmontant un tocostome transversal pris entre deux apodèmes longitudinaux fortement chitinisés.

Génotype : *Pterolichus* (*Pseudalloptes*) *pterocolurus* Trouessart, sur *Anthracoceros convexus* de Sumatra.

Une espèce nouvelle de ce genre a été trouvée au Cameroun.

***Pterocolurus aphyllus* n. sp.**

D'une taille très supérieure à celle du type.

Mâle (fig. 37 A) : Long de 0,80, large de 0,32 mm. Formes générales identiques à celles du type (fig. 37 B). Abdomen très fortement rétréci en arrière des pattes de la IV^e paire (70-80 μ au niveau des ventouses copulatrices), tronqué carrément en arrière. Une fente médiane linéaire très courte (40-50 μ) incise le bord postérieur. Une seule paire de grandes soies terminales ; les autres sétiformes, sauf la plus interne, très légèrement dilatée en piquant. Ventouses copulatrices à 100-110 μ en avant du bord postérieur. Organe génital aux 4/7 de la longueur du corps, entre deux bandes chitineuses étendues de la base des coxæ IV au centre du corps. Ventouses génitales en avant du pénis, dans la partie terminale antérieure de ces bandes chitineuses. Distance entre les poils sous-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 200-220 μ . Soies latérales toutes dilatées. L'antérieure en lame de sabre courbe, dirigée vers l'arrière, longue de 170 à 190 μ , atteignant la base d'insertion des deux autres soies latérales. Celles-ci prennent naissance presque à la même hauteur. L'interne, en court poignard, est insérée un peu en avant de la grande soie qui est très fortement dilatée à sa base, régulièrement atténuée ensuite. Pattes antérieures longues et fortes, avec d'assez fortes épines droites à la base des rotules. Pattes de la III^e paire dépassant à peine, en arrière, le bord postérieur de l'abdomen. Pattes de la IV^e paire doubles en diamètre des précédentes, dépassant l'extrémité abdominale de la longueur du tibia et du tarse. Le tibia est fort long. Le tarse, au contraire, est très court (le tiers du tibia à peine) et porte un ambulacre de taille réduite. Fémur et rotule plus ou moins soudés en un seul article. Plaque de l'épistome large, également déve-

loppée en arrière et en avant de l'insertion des soies scapulaires, finement granuleuse, son bord postérieur convexe vers l'arrière. Bande de tissus plissés entre la plaque de l'épistome et la plaque notogastrique, haute de 65-75 μ sur la ligne médiane, élargie latéralement. Plaque notogastrique couvrant les 3/4 de la largeur de

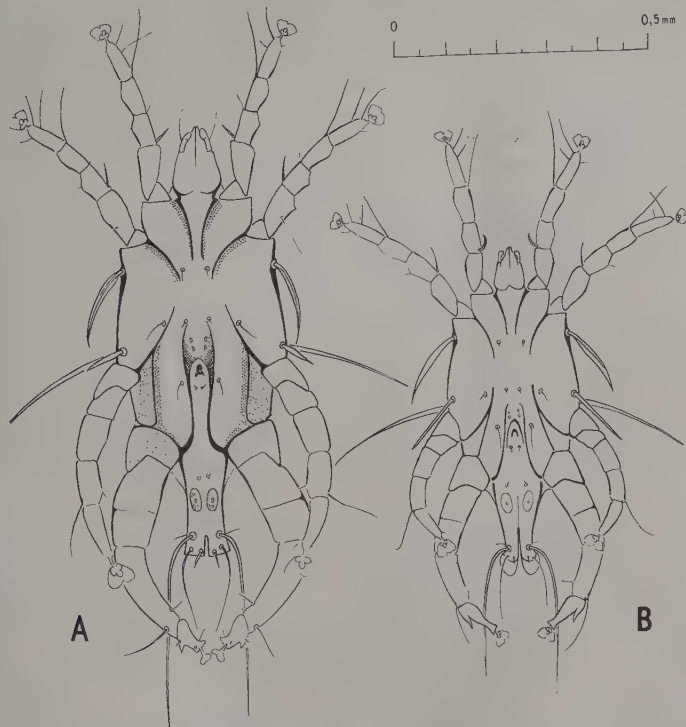


FIG. 37. — Genre *Pterocolurus*, mâles, face ventrale.
A. *Pt. aphyllus* ; B. *Pt. pterocolurus*.

l'opistosoma en avant de l'insertion des pattes de la IV^e paire, et toute sa largeur en arrière de cette insertion. Cette plaque finement granuleuse, sans décoration, ni soies remarquables.

Femelle inconnue, ou très proche d'une des femelles de *Vexillaria*, parasitant les mêmes hôtes.

HÔTES : *Ceratogymna atrata* (Temminck) (Bucerotidæ), à Ambam, Sud-Cameroun. Egalement sur *Bycanistes albotibialis* (Cabanis et Reichenow). Un ou deux mâles seulement sur chaque oiseau parasité.

Genre *VEXILLARIA*.

Les diverses « variétés » du *Pterolichus vexillarius* de Mégnin et Trouessart sont, en fait, autant d'espèces distinctes, très éloignées de *Pterolichus*, dont les séparent : la forme spéciale des disques ambulacraires, l'absence de poils verticaux, la forte dilatation de la soie latérale antérieure, la forme en hachette des soies terminales accessoires chez la femelle, etc. Nous avons créé pour ces espèces le genre *Vexillaria*, puis avons pris ce genre pour type d'une sous-famille nouvelle, caractérisée par la forme spéciale des disques ambulacraires, et qui semble inféodée aux oiseaux de la famille des *Bucerotidae*. Au sein de cette sous-famille des *Vexillariinae*, le genre *Vexillaria* se distingue facilement des genres *Anasicydium* et *Oustaletia* de Trouessart. Nous avons précisé plus haut les différences entre *Vexillaria* et *Pterocolurus*.

Les espèces du genre *Vexillaria* se distinguent les unes des autres assez facilement lorsqu'on examine les mâles. La forme des lobes abdominaux, de l'extrémité postérieure de ceux-ci en particulier, et des soies qui y sont insérées, sont des critères aisés et sûrs. Les femelles, en revanche, sont extrêmement proches les unes des autres, et, taille mise à part, nous n'avons pas su trouver de caractères permettant de séparer toutes les espèces.

Génotype : *Pterolichus vexillarius* Mégnin et Trouessart, sur *Buceros rhinoceros* d'Indochine.

Nous avons récolté au Cameroun quatre espèces de ce genre, dont trois sont nouvelles.

1. *Vexillaria africana* n. sp.

Mâle (fig. 38 A) : Long de 0,62, large de 0,26 mm. Forme générale en ovale allongé. Abdomen brusquement rétréci en arrière de l'insertion des pattes de la IV^e paire, profondément bilobé. Les lobes abdominaux un peu divergents, vaguement rectangulaires, longs d'une centaine de μ , larges de 45-50 μ . Le bord postérieur de chacun (fig. 39 A) porte cinq soies, dont quatre dilatées. On note, de dedans en dehors : une soie dilatée en piquant lancéolé court ($40-45 \times 10-12 \mu$) ; une très longue et large feuille ($250-270 \times 60-70 \mu$) ; une feuille un peu plus courte et deux fois moins large que la précédente ; une soie à peine dilatée en piquant courbe, long d'une cinquantaine de μ . Sur le bord interne du lobe, une soie pili-forme, au lieu de la soie dilatée bifide que l'on observe à cette place chez *Vexillaria vexillaria* et les autres espèces orientales du genre. La surface ventrale de chaque lobe est hyperchitinisée, sauf une lacune claire ovale en avant de l'insertion des grandes feuilles. A l'angle postéro-interne de chaque lobe, une double expansion hyaline formée d'une épine mousse interne et d'une crête postérieure.

Fente interlobaire haute de 70 à 80 μ , sa plus grande largeur égale à une cinquantaine de μ . Ventouses copulatrices très proches du fond de la fente interlobaire, à 110-120 μ de l'extrémité postérieure des lobes. Organe génital minuscule, aux 3/5 de la longueur du corps, encadré de deux minces apodèmes étendus de la base des coxæ IV vers le centre du corps. Ventouses génitales en avant du pénis, dans la partie terminale de ces apodèmes. Distance entre les poils sous-génitaux et les ventouses copulatrices égale à 100-110 μ .

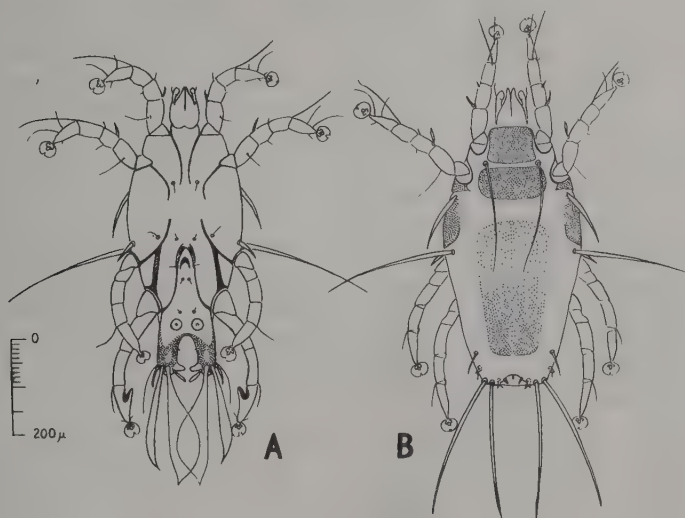


FIG. 38. — *Vexillaria africana*.

A. Mâle, face ventrale ; B. Femelle, face dorsale.

Soies latérales toutes dilatées. L'antérieure est insérée très près des pattes de la II^e paire, dilatée en lame de sabre courbe, dirigée vers l'arrière et atteignant presque le niveau de l'insertion des deux autres soies latérales. Celles-ci prennent naissance à la même hauteur, la grande soie dorsalement, la soie interne ventralement. Pattes antérieures longues et fortes, avec de robustes épines à la base des rotules. Pattes de la III^e paire atteignant presque le bord postérieur des lobes abdominaux. Pattes de la IV^e paire un peu plus longues et fortes que les précédentes, dépassant l'abdomen de la longueur du tarse et du demi-tibia. Fémur et rotule soudés ensemble. Tarse (fig. 40 A) long de 70 μ . Son bord inféro-interne

porte une dent forte et longue ($20\ \mu$), franchement rétrograde. Plaque de l'épistome divisée en deux éléments subégaux et vaguement rectangulaires par un sillon joignant les bases d'insertion des soies scapulaires. Plaque notogastrique assez diffuse dans sa partie antérieure, couvrant la demi-largeur de l'opistosoma, sans perforation sus-anale.

Femelle (fig. 38 B) : Longue de 0,64, large de 0,30 mm. Le bord postérieur du corps tronqué carrément. Les grandes soies terminales très fortes, insérées loin de la ligne médiane, aux angles formés par les bord latéraux du corps avec le bord postérieur. Soies accessoires ventrales dilatées et bifides. A la face dorsale, deux soies en dents très courtes de part et d'autre de l'extrémité postérieure du canal spermatique et deux soies dilatées, longues d'une cinquantaine de μ en avant des soies accessoires externes. Soies adanales gladiformes, longues ($60-70\ \mu$), dépassant en arrière le bord postérieur de l'abdomen. Tostostome très peu en avant du milieu du corps, presque transversal entre deux apodèmes longitudinaux fortement chitinisés. Pattes de la IV^e paire dépassant l'abdomen de toute la longueur des tarses. Pattes de la III^e paire n'atteignant pas tout à fait le bord postérieur de l'abdomen. Pattes antérieures, plaques dorsales et soies latérales comme chez le mâle. Spermathèque à diverticules courts et fins, très écartés et divergents. Canal spermatique mince, bien visible sur tout son trajet.

HÔTES : *Ceratogymna atrata* (Temminck) (*Bucerotidæ*), à Ambam, Sud-Cameroun. Egalement sur *Bycanistes albotibialis* (Cabanis et Reichenow) et sur *Bycanistes sharpei* (Elliott) (*Bucerotidæ*), en diverses localités du Sud-Cameroun, mais en petit nombre chez ces derniers hôtes.

2. *Vexillaria intermedia* n. sp.

Espèce très proche de la précédente, mais plus petite.

Mâle : Long de 0,54, large de 0,24 mm. Forme générale identique à celle de *Vexillaria africana*. Lobes abdominaux plus courts que chez cette dernière espèce ; la fente interlobaire mesure $70\ \mu$ de hauteur seulement. Au bord postérieur de chaque lobe (fig. 39 B), on note : une feuille interne fortement dilatée ($35 \times 15\ \mu$) ; une grande feuille de $200-220\ \mu$ de long et de $65-75\ \mu$ de large ; une grande feuille plus externe, à peine moins large et nettement plus longue que la précédente ; une soie dilatée en lame de sabre longue de $150\ \mu$ environ. Distance entre les poils sous-génitaux et les ventouses copulatrices égale à $90-100\ \mu$. Tarses des pattes de la IV^e paire

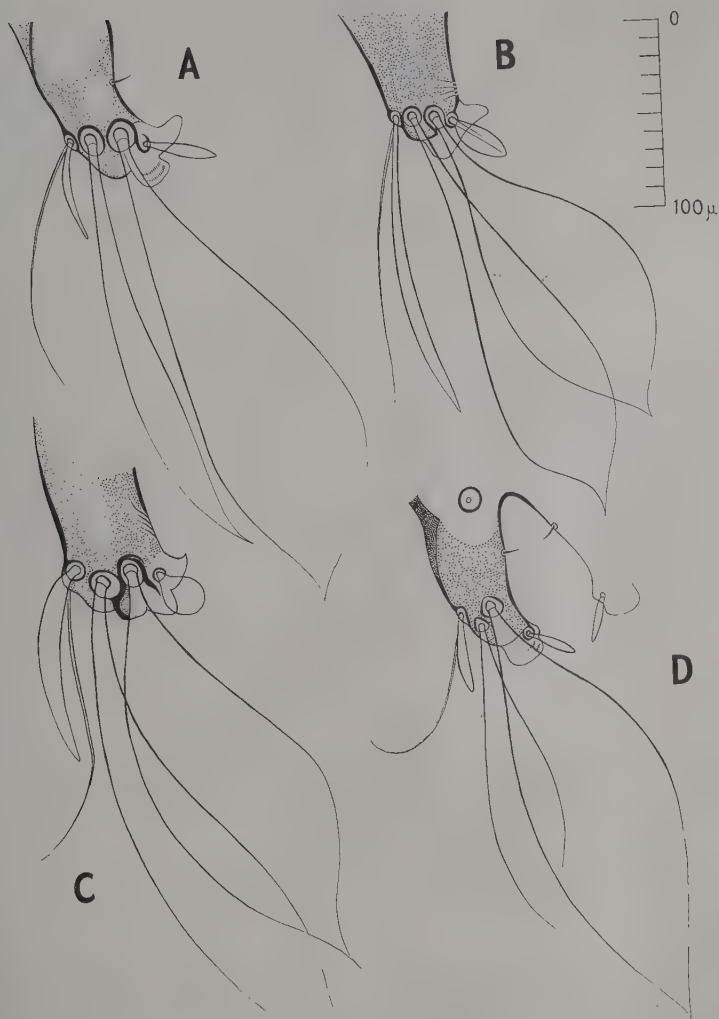


FIG. 39. — Genre *Vexillaria*, mâles, lobe abdominal gauche.
 A. *V. africana* ; B. *V. intermedia* ; C. *V. latifolia* ; D. *V. minuta*.

comme chez *V. africana*, mais la dent du bord inféro-interne plus apicalement située (fig. 40 B) et un peu plus courte.

Femelle : Identique à celle de *V. africana*, mais plus petite, longue de 0,59, large de 0,26 mm.

Hôte : *Bycanistes sharpei* (Elliott) (*Bucerotidæ*), à Yaoundé et Ambam, Sud-Cameroun.

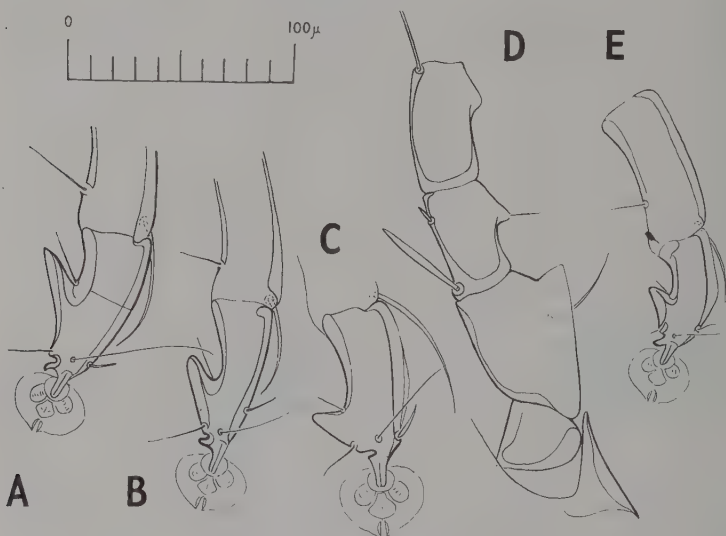


FIG. 40. — Genre *Vexillaria*, mâles, détails des pattes.

A. *V. africana*, tarse IV ; B. *V. intermedia*, tarse IV ; C. *V. latifolia*, tarse IV ; D. *V. latifolia*, 4 premiers articles patte II^e paire ; E. *V. minuta*, tarse IV.

3. *Vexillaria latifolia* n. sp.

Espèce très proche des deux précédentes, mais nettement plus grande.

Mâle : Long de 0,65, large de 0,27 mm. Forme générale identique à *V. africana*. Lobes abdominaux plus larges que chez cette dernière espèce (50 à 60 μ), portant des feuilles plus dilatées (fig. 39 C). La feuille interne, en particulier, est en raquette de ping-pong, aussi large que longue. La soie dilatée externe est longue de 100-110 μ et large de 20 μ environ. La grande feuille la plus externe est presque aussi large et beaucoup plus longue que la feuille qui lui est immédiatement interne. Distance entre les soies sous-génitales et

les ventouses copulatrices égale à 110-120 μ . Fémurs des pattes de la II^e paire avec une crête inféro-externe caractéristique (fig. 40 D). Tarses des pattes de la IV^e paire avec dent du bord inféro-interne (fig. 40 C) plus apicale, plus courte, plus large à la base et moins rétrograde qu'elle n'est chez *V. vexillaria*.

Femelle : Identique à celle des deux espèces précédentes, mais plus grande, longue de 0,74, large de 0,30 mm.

Hôte : *Bycanistes albotibialis* (Cabanis et Reichenow) (*Bucerotidæ*), à Yaoundé, Sud-Cameroun.

4. *Vexillaria minuta* (Méglin et Trouessart).

Cette espèce se distingue facilement des trois précédentes. Elle est beaucoup plus petite. Mâle : 0,48 $\times$ 0,22 mm. Femelle : 0,50 $\times$ 0,24 mm. La grande feuille terminale la plus interne est deux fois plus large et presque deux fois plus longue que celle qui lui est immédiatement extérieure (fig. 39 D). Les tarses IV (fig. 40 E) sont courts, arqués, avec une dent inféro-interne apicale très courte. Chez les femelles, les soies dorsales situées de part et d'autre de l'orifice postérieur du canal spermatique sont sétiformes, à peine dilatées.

Sur *Tockus fasciatus* Shaw (*Bucerotidæ*), à Meiganga et Ambam, Sud-Cameroun.

L'ÉLEVAGE, EN LABORATOIRE, DE L'ŒUF A L'ADULTE,
DE *SIMULIUM ORNATUM* MEIGEN, 1818, *S. AUREUM*
FRIES, 1824, *S. ERYTHROCEPHALUM* DE GEER, 1776
S. DECORUM WALKER, 1848, (DIPTÈRES NÉMATOCÈRES
SIMULIIDÉS). OBSERVATIONS BIOLOGIQUES
CONCERNANT CES ESPÈCES

Par J.-M. DOBY, F. DAVID et B. RAULT

Les Simulies, en raison de leurs exigences biologiques à l'état larvaire (eaux courantes et très fortement oxygénées), sont d'un élevage relativement difficile en laboratoire. Bien que le cycle complet semble n'avoir jamais pu encore être fermé, diverses techniques ont permis cependant d'obtenir des adultes à partir de larves et même d'œufs récoltés dans la nature. Ces techniques procèdent de deux principes :

- eau continuellement renouvelée ;
- eau circulant en circuit fermé.

Un appareillage du premier type a ainsi permis à Cameron, en 1922, d'élever des larves de *Simulium simile* dans de l'eau courant dans des récipients métalliques galvanisés. Par la suite, Hoffmann (1930) obtint des adultes à partir de larves et de nymphes d'espèces mexicaines (*S. mooseri*, *S. avidum*), élevées dans l'eau courante d'une rigole, où la pose de petits obstacles transversaux amenait la formation de zones de remous. Bequaert (1934) arriva aux mêmes résultats en utilisant également un petit canal artificiel dans lequel le débit de l'eau pouvait être réglé à volonté.

Un appareillage procédant du même principe, bien que de conception différente, a enfin permis à Hartley (1955) d'élever *S. venustum* dans un aquarium où le courant était produit par un système de trop-plein.

A la portée de laboratoires situés en dehors des centres urbains et disposant éventuellement d'une source, la méthode utilisant une eau courant en conduites artificielles ou constamment renouvelée

dans des récipients de formes diverses est le plus souvent impossible à mettre en œuvre en ville, en raison des quantités très importantes de liquide nécessaire (l'eau de ville est en effet très fréquemment inutilisable en raison de l'addition de certaines substances, hypochlorites notamment, toxiques à la longue pour les Simulies). Par ailleurs, cette technique oblige l'expérimentateur à ajouter continuellement des particules alimentaires (plancton, levure, etc...) à l'eau en circulation, dont la plus grande partie est inutilisée par les insectes en élevage et immédiatement entraînée par le courant.

Aussi, en raison de ces deux inconvénients majeurs, s'est-on ingénié à effectuer des élevages en circuit fermé, là même eau étant remise continuellement en circulation.

Les appareillages procédant de ce second principe sont eux-mêmes de deux types. Les premiers en effet tendent à reproduire les conditions naturelles en faisant descendre l'eau de petites cascades en petites cascades (appareillage de Thomas, 1946, repris par Dalmat en 1955 et ayant permis à celui-ci d'élever, de l'œuf à l'adulte, *S. metallicum*), ou en la faisant simplement ruisseler sur un plan incliné. Wright (1957) a ainsi réussi à élever, de l'œuf à l'adulte, l'espèce *S. damnosum*. L'eau est alors continuellement ramenée au point haut du circuit par le jeu d'une pompe hydraulique. Cette méthode d'élevage nécessite cependant un matériel complexe et les résultats sont par ailleurs parfois peu encourageants : 7 adultes obtenus par Wright à partir de 10.000 œufs environ mis en élevage ; 5 adultes obtenus par Dalmat à partir de 300 œufs.

La complexité même de ces appareillages rend difficile le nettoyage ou la stérilisation parfois rendu nécessaire par la formation d'une pellicule d'algues, par le dépôt de particules alimentaires non utilisées sur les diverses surfaces ou par l'apparition d'épidémies décimant les élevages (bactéries, champignons ou protozoaires).

Pourtant, des appareillages plus simples, où l'eau était entraînée, non plus horizontalement, mais verticalement par un dégagement d'air dans le fond des récipients, avaient permis, depuis longtemps déjà, de mener à bien l'élevage de certaines espèces.

C'est Puri (1925) qui semble bien avoir réussi le premier l'élevage des Simulies, de l'œuf à l'adulte, de *S. aureum* et *S. erythrocephalum*, en particulier. Cet auteur se contentait de réaliser simplement, dans des récipients aussi hauts que larges, une intense oxygénation de l'eau en y faisant barboter de l'air. La nourriture des larves était

assurée par le développement d'algues vertes dans cette eau. Des appareillages identiques furent par la suite utilisés par Wagner (1926), qui complétait l'oxygénation de l'eau de ses élevages, obtenue par injection d'air, en y ajoutant du peroxyde d'hydrogène (1) ; par Bradt (1932), qui, au lieu d'injecter sous pression de l'air, provoquait dans le fond de ses récipients, par l'intermédiaire d'un tube, un dégagement de bulles, en créant, à la partie supérieure fermée de ses élevages, une dépression atmosphérique partielle (il réussit ainsi l'élevage de *S. quadrivittatum*) ; par Baranov (1935), qui éleva *S. angustitarsis* et *S. aureum* ; par Erdman (1939), qui put suivre les étapes de l'évolution biologique de *S. ornatum* ; par Vargas (1945), qui mena à bien l'élevage, de l'œuf à l'adulte, de *S. trivittatum*, *S. callidum*, *S. wrighti* et *S. metallicum* ; par Mackerras et Mackerras (1948), qui élevèrent *S. ornatipes* ; par Jivkovitch (1950), qui réussit l'élevage de *S. salopiense* (2) ; par Larivière et Abonnenc, enfin (1956), qui obtinrent des adultes à partir de jeunes larves de *S. adersi* et *S. ruficorne*.

Tous ces appareillages ne réalisaient pourtant pratiquement que la première des deux principales exigences larvaires : l'oxygénation, et non le courant (le dégagement d'air pouvant cependant, s'il est important, être à l'origine d'une certaine turbulence de l'eau). C'est peut-être là l'origine de l'échec subi par Puri dans ses tentatives d'élevage de *S. ornatum*.

Dès 1921, cependant, Martini, avec un appareil très simple, avait pu reproduire dans ses récipients à la fois une oxygénation intense et un courant régulier. L'appareil de Martini, constitué par un simple aquarium au milieu duquel était suspendu verticalement, à quelques centimètres du fond, un tube de verre cylindrique, ouvert aux deux bouts, à la base duquel de l'air comprimé était amené par quatre petits tubes, lui aurait sans doute permis de mener à bien, le premier de tous, l'élevage des Simulies, si des incidents mécaniques n'avaient interrompu à plusieurs reprises l'injection de l'air. Il s'établissait un important courant ascendant à l'intérieur de la cheminée centrale et un descendant, très modéré, dans le reste de l'aquarium.

(1) Wagner, exposant sa méthode d'élevage, cite, étudiées par lui, les espèces suivantes : *S. ornatum*, *S. argyreatum*, *S. lundströmi*, *S. angustimanus*, *S. equinum*, *S. annulitibia*. Bien que, par ailleurs, il dise avoir obtenu des adultes à partir d'œufs, il n'est pas précisé lesquelles des espèces précitées ont pu ainsi être entièrement élevées.

(2) Jivkovitch, dans sa bibliographie, cite les élevages, par De Leon (*in* Vargas 1945) des espèces *S. trivittatum*, *S. callidum* et *S. metallicum*. D'après le texte de Vargas, il semble bien que ce soit à ce dernier que revienne le mérite d'avoir réussi l'élevage, en laboratoire, des espèces précitées, De Leon ayant simplement observé la biologie de certaines espèces dans des insectaria placés dans la nature même, sur des courants d'eau naturels.

Un appareillage identique fut ensuite utilisé par Smart (1934) qui réussit l'élevage de *S. ornatum* et, plus récemment, par Fredeen et coll. (1953) qui purent élever *S. venustum* et *S. vittatum*.

Toutefois, comme Smart lui-même en fit la critique, ces appareillages avaient l'inconvénient de ne pas permettre une observation facile, en raison de la mauvaise visibilité créée par l'interposition, entre l'observateur et l'insecte en élevage, de deux épaisseurs de verre séparées par une épaisseur d'eau en mouvement. Pour pallier cet inconvénient, Grenier (1944) avait imaginé le dispositif suivant : un tube cylindrique en verre, de quelques centimètres de diamètre, est coupé en deux longitudinalement. Cette « gouttière » est collée verticalement sur la face interne de la paroi d'un grand cristallisoir, formant ainsi une colonne ouverte aux deux extrémités. Le niveau de l'eau est amené à quelques centimètres au-dessus de l'extrémité supérieure de la gouttière.

Un dégagement d'air, à la base de celle-ci, y provoque par entraînement un courant de bas en haut. Grenier éleva ainsi *S. ornatum* et *S. costatum*, de la larve à l'adulte.

Nous-mêmes pratiquons depuis 1952 l'élevage en laboratoire des Simulies françaises. Nous avons tout d'abord utilisé l'appareil de Grenier. Toutefois, rapidement, nous avons été amenés à le modifier.

Cet appareillage présente en effet, à notre avis, quelques inconvénients : il est tout d'abord très difficile, à moins de disposer d'un outillage spécialisé, de couper régulièrement dans du tube de verre de gros calibre la gouttière décrite plus haut. Le collage de celle-ci contre la paroi interne du cristallisoir présente également certaines difficultés (Grenier utilisait de la « cire de Golaz »). Enfin, lorsque, après un certain temps de fonctionnement, une véritable croûte d'algues ou de substances alimentaires inutilisées s'est déposée sur les parois, le nettoyage à fond de l'ensemble manque de facilité.

Notre appareillage :

Il consiste en un récipient cylindrique vertical de quelques centimètres de diamètre (nous utilisons de grandes éprouvettes à pied, en verre ordinaire, non graduées, d'une contenance allant d'un demi-litre à trois litres). Une lame de verre, dont la largeur correspond le plus exactement possible au diamètre interne du récipient, est introduite verticalement dans celui-ci. Une pince métallique plastifiée (genre pince à linge), enserrant la base de la lame de verre, empêche celle-ci de venir se poser sur le fond du récipient et y ménage un espace libre de quelques centimètres de hauteur.

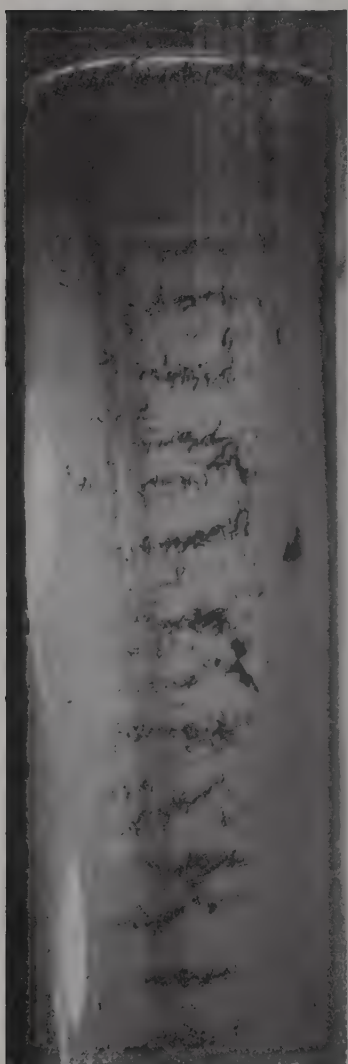


FIG. 1



FIG. 2

Un tube de verre, dont l'extrémité recourbée est passée dans les anses de la pince, amène de l'air comprimé à la base de l'une des deux colonnes semi-cylindriques ainsi délimitées (voir photo). Ce dégagement d'air (3) entraîne l'eau en un courant ascendant dans l'un des demi-cylindres et descendant dans l'autre. Si la coupe du verre a été effectuée avec une certaine précision, la pose d'un joint éliminant l'espace entre le bord de la lame médiane et la paroi interne du récipient est inutile.

La disposition en hauteur de l'élevage permet l'installation des insectes sur une longueur importante. Les larves et les nymphes se fixent en partie sur la lame médiane, en partie sur la paroi même du récipient, ce qui permet alors une excellente observation (une seule couche de verre entre l'expérimentateur et l'insecte). Par ailleurs, en fonction de leur rhéotropisme, les *Simulies* prennent position soit dans la partie ascendante, relativement turbulente en raison du dégagement d'air, soit dans la partie descendante où le courant est très régulier. Les diverses mues, la nymphose et l'éclosion peuvent être facilement suivies avec une loupe binoculaire sur axe horizontal.

Le démontage, le nettoyage et le remontage ne demandent que quelques instants. La stérilisation de tout le matériel est des plus faciles.

Le réglage de la pression de l'air injecté et le calibre du tube à dégagement permettent de conditionner la vitesse du courant, et la turbulence de l'eau.

Les adultes éclos peuvent être recueillis dans des poches de mousseline coiffant le haut des colonnes. Quand il n'y a qu'un seul élevage dans un local ou qu'il n'est pas utile de séparer les adultes issus de plusieurs colonnes, les poches de mousseline ne sont plus nécessaires. Il suffit de récolter les adultes au capteur-aspirateur, le jour, sur la vitre de fenêtre la plus éclairée du local, ou, de nuit, sur une surface vitrée brillamment éclairée. Les adultes présentent en effet un phototropisme positif intense, se manifestant immédiatement après l'éclosion (Doby, Bernard et David, 1956).

(3) Pour l'obtention de l'air comprimé, il convient de n'utiliser que des compresseurs à membrane. Nous disposions primitivement d'un compresseur à segments. Nous avons été amenés à abandonner ce type d'appareil. En dépit des divers systèmes d'épuration, il laisse très souvent passer dans l'air injecté un peu d'huile, ce qui, à l'expérience, s'est révélé nocif pour les larves de *Simulies*. Dans le cas d'élevages à colonnes multiples, il est indispensable de disposer d'une rampe de distribution d'air avec un robinet par colonne, sinon le réglage des débits individuels est pratiquement impossible à réaliser. Dans le cas d'élevages d'importance réduite, un petit appareil à membrane vibrante (par électro-aimant), servant habituellement à aérer les aquariums d'appartement, est largement suffisant pour assurer oxygénation et courant dans une colonne de deux litres ou dans deux de un litre.

Espèces élevées :

Nous avons entrepris, dans l'Ouest de la France, l'étude faunistique et biologique des Simulies. Plus de 300 stations larvaires et nymphales ont déjà été étudiées, certaines suivies tout le long de l'année (4). Si les formes larvaires âgées et les nymphes sont facilement identifiables, il n'en est pas de même des premiers stades. Notre appareillage nous a ainsi permis de déterminer le plus souvent l'espèce à laquelle appartenaient des individus très jeunes ou même des œufs. Les larves et les pontes, à condition d'être maintenues en atmosphère très humide (et non immergées dans l'eau), supportent très bien, sans précautions particulières, un séjour de 24 heures en récipient de verre et leur transport au laboratoire. Les débris végétaux et les plantes leur servant de support dans leur gîte naturel sont alors placés dans la demi-colonne où le courant est descendant. En quelques heures, les larves quittent spontanément ceux-ci pour se rendre dans les zones où le courant est le plus rapide, et le plus souvent, le plus turbulent. Les supports naturels sont alors enlevés.

Il arrive assez fréquemment que les larves occupent des positions bien en ligne sur les parois (voir photo). Il semble que les écarts entre les zones de fixation soient déterminés par la fréquence et la taille des bulles d'air du dégagement. Il y a peut-être alors apparition dans l'eau d'ondes de vibration (« nœuds » et « ventres ») tout le long de la colonne.

La nourriture est assurée par l'addition journalière de quelques gouttes d'une suspension obtenue par broyat simultané de levure de bière, de fécule de pommes de terre et de feuilles de graminées. En quelques minutes, on peut d'ailleurs observer, au travers de la paroi de verre, la réplétion progressive du tube digestif des larves. La quantité de nourriture à administrer journellement est évidemment fonction de la quantité de larves en élevage et de leur taille. Certaines espèces (*S. ornatum*, *S. aureum*, par exemple) supportent très bien un début de pollution de l'eau dû à un excès de nourriture. Par contre, d'autres (*S. hirtipes*, *S. tredecimatum*) exigent un dosage soigné de la nourriture et ne tolèrent pas la pollution.

De même, il faut tenir compte, dans une certaine mesure, de la température. La plupart de nos élevages ont été menés à la température du laboratoire, soit de 17° C. à 23° C. Toutefois, parfois,

(4) L'Ouest de la France, la Bretagne notamment, est extrêmement riche en simuliidés. A côté d'espèces banales, nous avons eu l'occasion de relever de nombreuses stations d'espèces pourtant réputées rares en France, par exemple *S. tredecimatum*, *S. hirtipes* (type et var. *arvernense*), *S. subexisum*, etc... ou même nouvelles (*Greniera fabri* Doby et David, 1959).

devant une mortalité élevée, avons-nous eu intérêt à baisser la température en plaçant les élevages en enceinte réfrigérée, notamment en ce qui concerne certaines espèces réputées sténothermes. Ainsi, *S. hirtipes*, sous ses deux variétés, semble très mal supporter des températures supérieures à 15° C.

En ce qui concerne plus particulièrement les œufs que nous avons eu l'occasion de récolter dans la nature, nous avons pu mener à bien (jusqu'à l'adulte chaque fois que nous l'avons désiré) l'élevage de 60 pontes, soit :

- 33 pontes de *S. ornatum* Meigen, 1818,
- 17 pontes de *S. aureum* Fries, 1824,
- 7 pontes de *S. erythrocephalum* De Geer, 1776,
- 3 pontes de *S. decorum* Walker, 1848.

L'origine de ces pontes, la date de leur récolte, la durée de l'élevage avant la fixation pour étude, le nombre d'individus vivants lors de celle-ci (« rendement ») sont donnés dans les tableaux 3 et 4.

Sauf dans trois cas, où une mortalité générale (pour raisons non déterminées) se produisit pendant les tout premiers jours, l'élevage de toutes les pontes récoltées fut mené à bien avec un rendement fort variable (de 4 à 452 individus lors de la fixation), mais en moyenne très acceptable :

« rendement » moyen pour <i>S. ornatum</i>	114	par	ponte
<i>S. aureum</i>	113	»	»
<i>S. erythrocephalum</i> ..	148	»	»
<i>S. decorum</i>	218	»	»

Les pontes mises en élevage comportaient de 200 à 2.000 œufs au maximum. Ce « rendement » est satisfaisant si on le compare à celui obtenu parfois avec d'autres appareillages et sur d'autres espèces : 8 nymphes sur 10.000 œufs de *S. damnosum* (Wright, 1957), 5 adultes sur 300 œufs de *S. metallicum* (Dalmat, 1955). Il faut dire aussi que les rendements obtenus par d'autres expérimentateurs furent par contre également satisfaisants : 15 % de nymphes (Bradt, 1932), 10 % d'adultes (Smart, 1934).

Les moyennes citées plus haut montrent que les conditions de vie offertes aux larves dans notre appareillage sont valables, à un degré comparable, pour les quatre espèces de Simulies, les pontes au départ étant généralement d'importance analogue (5).

Renseignements biologiques tirés de ces élevages :

1° MODE D'OVIPOSITION :

La façon dont les œufs sont déposés est précisée ou confirmée : pour les quatre espèces élevées, ils sont collés en masses sur les supports et non déposés isolément. Ces pontes peuvent parfois, en dépit de leur aspect homogène, être mixtes ; la mise en élevage d'un seul amas d'œufs nous a permis, à plusieurs reprises, d'obtenir deux espèces (généralement *S. ornatum* et *S. aureum*) et une fois même trois (*S. ornatum*, *S. aureum* et *S. erythrocephalum*). Par ailleurs, nous avons observé l'association *S. ornatum*-*S. aureum*, très fréquemment, mais alors en pontes séparées (tableau ci-dessous).

Association de pontes (mixtes ou non)

ESPÈCES	<i>S. ornatum</i>	<i>S. aureum</i>	<i>S. erythrocephalum</i>	<i>S. decorum</i>
<i>S. ornatum</i>	21	11	2	0
<i>S. aureum</i>	11	4	4	1
<i>S. erythrocephalum</i> ..	2	4	2	1
<i>S. decorum</i>	0	1	1	2

2° PÉRIODE DE PONTE :

Le nombre de pontes récoltées et mises en élevage pour chaque espèce est donné dans le tableau n° 5, en fonction de la période de l'année (mois et quinzaines). Ce tableau montre, du moins en ce qui concerne l'Ouest de la France et les années 1956, 1957 et 1958 :

a) *S. ornatum* : Cette espèce a pondu dès la seconde quinzaine de mars (pontes les plus précoces récoltées le 17-3-57) (6), jusqu'à la première

(5) Sauf celles de *S. decorum*. En effet, les amas d'œufs sont, en règle générale, beaucoup plus importants : les femelles accumulent leurs œufs, sur les mêmes supports, en des points bien localisés et habituellement très limités des courants d'eau, au niveau des déversoirs d'étang ou de petites chutes entre de larges zones pratiquement sans courant.

(6) Certaines années, des pontes peuvent être encore plus précoces, puisque, depuis le dépôt du manuscrit de cette note, nous avons pu en récolter le 21-2-1959.

quinzaine de décembre (12-12-57). Il est bien évident que le nombre de pontes par quinzaine figurant dans le tableau ne traduisent pas la fréquence de celles-ci. En effet, le nombre des prélèvements effectués dans les diverses stations (nombres qui figurent également dans le tableau) varie considérablement d'un mois à l'autre. Nous en effectuons surtout en mars-avril, quand les espèces univoltines se nymphosent avant de disparaître des gîtes larvaires jusqu'à la fin de l'année, puis en août et en décembre. Ce tableau montre que, pendant la deuxième quinzaine de mars et la première d'avril, les femelles, dont nous avons observé les éclosions dès les premiers jours ensoleillés de janvier, ont pondu d'une façon massive. Par la suite, du 15 avril au 15 mai, les pontes furent très rarement observées. Il semble donc qu'il se soit écoulé ainsi de un à deux mois sans que des pontes aient été déposées en quantité appréciable. Ce délai correspond sans doute à la vie larvaire et à la maturation des adultes de première génération (nous verrons plus loin que les colonies de *S. ornatum* présentent déjà souvent un pourcentage élevé d'enveloppes nymphales vides après 25 jours d'élevage en laboratoire). Par la suite, les pontes se succédèrent, la première génération donnant, en raison de son étalement dans le temps, des individus adultes pendant au moins un mois.

b) *S. aureum* : Cette espèce a pondu également dès la seconde quinzaine de mars. Les pontes se sont raréfiées ensuite pour réapparaître en grande quantité dès la fin de juin, puis n'ont plus été observées à partir du 15 août (dernière ponte récoltée le 15-8-57), après avoir été particulièrement nombreuses pendant la première quinzaine de ce mois.

S. aureum qui, dans l'Ouest de la France, est à peine moins fréquente que *S. ornatum*, semble donc avoir une période de ponte beaucoup plus courte que celle de celle-ci.

c) *S. erythrocephalum* : Le nombre de pontes que nous avons récoltées de cette espèce (7) est trop restreint pour pouvoir être d'interprétation valable. La première fut observée le 30-3-57. Il semble ensuite que de nombreuses pontes aient été déposées pendant la seconde quinzaine de juin. Enfin, d'autres pontes furent récoltées assez tard dans l'année (dernière récoltée le 7-11-57).

d) *S. decorum* : Trois pontes seulement (dont deux dans la même localité, mais de stations différentes) furent récoltées, de fin juin à fin juillet.

3° DURÉE DE L'ÉVOLUTION LARVAIRE :

Les élevages furent arrêtés et fixés après des temps d'évolution variant de 15 à 55 jours. Le moment de cet arrêt fut déterminé le plus souvent par l'apparition de stades âgés (prénymphes au

(7) Cette espèce, apparemment rare en France, si l'on considère qu'elle n'a été signalée jusqu'alors que de deux localités (Grenier 1953) a été rencontrée fréquemment.

moins) en proportion suffisante. Dans chaque élevage fixé, le pourcentage des différents stades fut établi. Ces pourcentages figurent dans les tableaux 1 et 2.

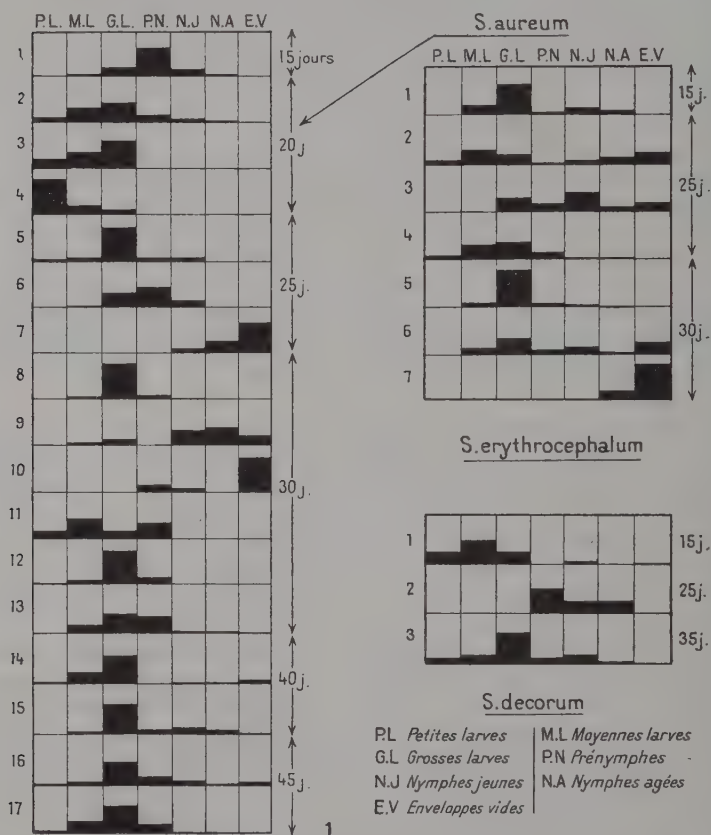


TABLEAU 1

Dans l'impossibilité de différencier avec certitude les divers stades larvaires, nous les avons arbitrairement séparés, suivant leur taille, en « petites larves », « moyennes larves », « grosses larves ». Les prénymphes furent différenciées grâce aux taches thoraciques correspondant aux futurs filaments respiratoires. Quant aux stades nymphaux, ils furent séparés, en fonction de leur teinte, en « nym-

phes jeunes » et « nymphes âgées ». Les enveloppes nymphales vides, qui, après l'éclosion de l'adulte, restent accrochées dans les cocons (8), furent également dénombrées.

L'examen de ces graphiques montre que, dans des conditions de température, de courant et de nourriture pourtant aussi comparables que possible, la durée de l'évolution larvaire peut varier

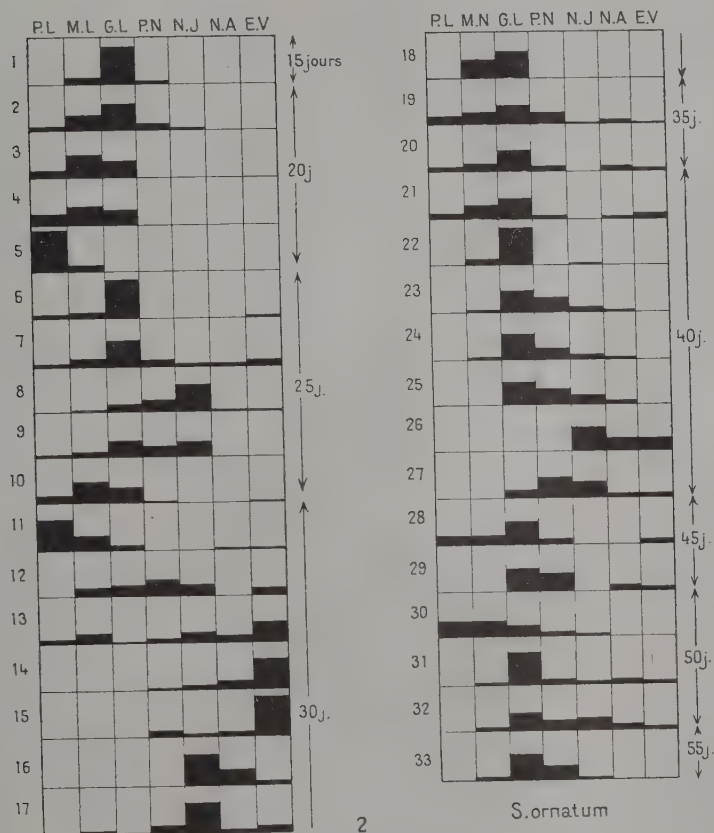


TABLEAU 2

(8) A condition que le courant de l'eau ne soit pas tumultueux, on peut retrouver ces enveloppes dans les cocons jusqu'à 15 jours après l'éclosion, sauf lorsque ceux-ci sont rapidement détruits par des petits chironomidés dont les pontes sont parfois associées à celles des *Simulies*.

considérablement, puisque certains élevages, fixés après un délai de 15 jours, peuvent parfois être tout aussi avancés que d'autres de la même espèce fixés après 50 jours. Il est possible que cette rapidité d'évolution soit ou bien un caractère inhérent à la ponte elle-même, ou bien, ce qui semble plus logique, la conséquence de conditions, favorables ou non, s'établissant d'une façon particulière dans chaque colonne d'élevage, sans que nous puissions même les soupçonner et les déterminer.

Le développement, lent ou rapide, n'est par ailleurs qu'exceptionnellement homogène. Les éclosions au sein d'une même ponte sont effectuées pourtant pratiquement simultanément, toutes les jeunes larves sortant des œufs dans un délai de quelques jours (4 ou 5) au grand maximum. Nous n'avons qu'exceptionnellement observé le phénomène d'éclosion retardée décrit par Grenier (1948), sauf dans le cas de masses d'œufs formées par superposition de plusieurs pontes d'âge différent. Il nous semble que ce sont surtout les différences considérables dans la rapidité d'évolution des individus qui font que de nombreux stades, sinon tous, peuvent se rencontrer simultanément en un même élevage (9).

Si l'on considère les élevages ayant évolué le plus rapidement, nous pouvons attribuer aux quatre espèces étudiées une durée d'évolution larvaire et nymphale pouvant n'être que de 25 jours. En effet, certains élevages fixés après une évolution de cette durée présentaient déjà un certain pourcentage d'enveloppes nymphales vides.

Par contre, des élevages à évolution lente peuvent, après 50 jours d'évolution, présenter encore des larves aux tout premiers stades.

Lorsque nous avons mis en élevage, en une même colonne, soit des pontes mixtes constituées d'œufs pondus par des femelles d'espèces différentes, soit des pontes déposées isolément, mais simultanément en une même station, il nous a été permis de déterminer la vitesse relative d'évolution des diverses espèces les unes par rapport aux autres. Bien que les différences observées soit peu considérables, nous avons noté, d'une façon constante, une évolution en valeur relative plus rapide chez *S. aureum*. Viennent ensuite, dans l'ordre, *S. erythrocephalum* et *S. ornatum*. Quant à *S. decorum*, la seule ponte mixte où elle était représentée a donné trop peu d'in-

(9) Nous avons pu observer des phénomènes d'éclosion retardée dans des conditions très particulières : des pontes, apparemment homogènes, maintenues pendant plusieurs mois à 3° C. après leur récolte, présentèrent des éclosions partielles et répétées à l'occasion de réchauffements à 10° C. pendant quelques heures (travaux en cours).

C'est sans doute ce qui se passe dans la nature, au cours des mois froids, pour les pontes tardivement déposées à la fin de l'automne.

TABLEAU 3

ESPÈCE	N° DU TABLEAU 2	ORIGINE	DÉPARTEMENT	DATE DE LA RÉCOLTE DE LA PONTE	DURÉE DE L'ÉLEVAGE	« RENDE- MENT »
<i>S. ornatum</i>	1	Champeaux — Etang de l'Espinay	I.-et-V.	24. 6.57	15 jours	62
	2	Sourdeval 1	Manche	12. 8.58	20 »	200
	3	Rochefort — Val d'Arz 1	Morbihan	6. 7.58	20 »	156
	4	Clecy	Calvados	12. 8.58	20 »	140
	5	Sourdeval 2	Manche	12. 8.58	20 »	113
	6	Blain	L.-Atl.	10. 4.57	25 »	124
	7	Forêt d'Ecouves — La Cance	Orne	26. 5.57	25 »	290
	8	Forêt d'Ecouves — Fontenoir	Orne	26. 5.57	25 »	31
	9	Thoury — Le Courgeon	I.-et-V.	25.10.58	25 »	56
	10	Thoury — La Couyère	I.-et-V.	25.10.58	25 »	92
	11	Tremblay	I.-et-V.	12.12.57	30 »	145
	12	St-Michel de Braspart — Le Réservoir	Finistère	2. 8.57	30 »	39
	13	Lamballe	Côtes-du-Nord	1. 7.56	30 »	43
	14	Saint-Gilles	I.-et-V.	7.11.57	30 »	18
	15	Champeaux — Etang de l'Espinay	I.-et-V.	24. 6.57	30 »	117
	16	Serent — La Claie	Morbihan	18. 5.58	30 »	16
	17	Noyal — Muzillac	Morbihan	7. 7.58	30 »	30
	18	Rochefort — Val d'Arz 2	Morbihan	6. 7.58	30 »	17
	19	Renac	I.-et-V.	14.11.57	35 »	36
	20	Redon	I.-et-V.	14.11.57	35 »	104
	21	Yffiniac	Côtes-du-Nord	1. 7.56	40 »	415
	22	Lanmeur	Finistère	30. 3.57	40 »	431
	23	Saint-Gilles	I.-et-V.	27. 8.56	40 »	53
	24	St-Michel de Braspart — Rivoal	Finistère	31. 3.57	40 »	155
	25	Crozon — Le Kerloch	Finistère	31. 3.57	40 »	134
	26	Mortain	Manche	26. 5.56	40 »	8
	27	Gévezé	I.-et-V.	25. 4.58	40 »	36
	28	St-Lunaire	I.-et-V.	17. 3.57	45 »	12
	29	Erquy	Côtes-du-Nord	17. 3.57	45 »	16
	30	Callac — L'Hyères	Côtes-du-Nord	1. 4.57	50 »	284
	31	St-Pol de Léon — La Panzé	Finistère	30. 3.57	50 »	74
	32	Callac — Affluent de l'Hyères	Côtes-du-Nord	1. 4.57	50 »	258
	33	Limerzel	Morbihan	8. 5.58	55 »	59

TABLEAU 4

ESPÈCE	N° DU TABLEAU 1	ORIGINE	DÉPARTEMENT	DATE DE LA RÉCOLTE DE LA PONTE	DURÉE DE L'ÉLEVAGE	« RENDE- MENT »
<i>S. aureum</i> .	1	Champeaux — Etang de l'Espinay 1	I.-et-V.	24. 6.57	15 jours	148
	2	Rochefort — Val d'Arz 1	Morbihan	6. 8.58	20 »	205
	3	Clecy	Calvados	12. 8.58	20 »	60
	4	Sourdeval	Manche	12. 8.58	20 »	87
	5	Blain	Loire-Atl.	10. 4.57	25 »	162
	6	Hennebont	Morbihan	5. 8.57	25 »	155
	7	Pont-Réan	I.-et-V.	28. 6.57	25 »	14
	8	Cesson	I.-et-V.	15. 8.57	30 »	168
	9	Lamballe	Côtes-du-Nord	1. 7.56	30 »	39
	10	Champeaux — Etang de l'Espinay 2	I.-et-V.	24. 6.57	30 »	20
	11	Grand-Champ	Loire-Atl.	15. 6.58	30 »	7
	12	Plessé	Loire-Atl	15. 6.58	30 »	74
	13	Rochefort — Val d'Arz 2	Morbihan	6. 8.58	30 »	183
	14	Yffiniac	Côtes-du-Nord	1. 7.56	40 »	240
	15	Lanmeur	Finistère	30. 3.57	40 »	248
	16	St-Lunaire	I.-et-V.	17. 3.57	45 »	73
	17	Limerzel	Morbihan	8. 5.58	45 »	46
<i>S. erythro- cephalum</i> ..	1	Champeaux — Etang de l'Espinay 1	I.-et-V.	24. 6.57	15 »	133
	2	Pacé — La Flume	I.-et-V.	7.11.57	25 »	135
	3	Pont-Réan	I.-et-V.	28. 6.57	25 »	17
	4	Thoury — La Couyère	I.-et-V.	35.10.58	25 »	208
	5	Cesson	I.-et-V.	15. 8.57	30 »	406
	6	St-Pol de Léon — La Horne	Finistère	30. 3.57	30 »	125
	7	Champeaux Etang de l'Espinay 2	I.-et-V.	24. 6.57	30 »	11
<i>S. decorum</i>	1	Paimpont (Déversoir 1)	I.-et-V.	28. 7.57	15 »	452
	2	Pont-Réan	I.-et-V.	28. 6.57	25 »	4
	3	Paimpont (Déversoir 2)	I.-et-V.	28. 7.57	35 »	200

Mois	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre
Quinzaine	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2
<i>S. ornatum</i>	—	—	6	3 1	1 4	2	5	4 1	—	2	3	1
<i>S. aureum</i>	—	—	2	1	1	5	2	6	—	—	—	—
<i>S. erythrocephalum</i>	—	—	1	—	—	3	—	1	—	1	1	—
<i>S. decorum</i>	—	—	—	—	—	1	2	—	—	—	—	—
Nombre de prélèvements effectués.....	9 15	5 8	31 63	41 43	18 33	8 14	12 7	26 24	0 2	3 15	8 3	10 40
	=	=	=	=	=	=	=	=	=	=	=	=

Addendum : Comme nous l'avons déjà signalé plus haut, depuis le dépôt du manuscrit, 5 pontes de *S. ornatum* ont été élevées. Elles furent respectivement récoltées le 21-2-59 (1), le 8-5-59 (2) et le 15-5-59 (2).

dividus de cette espèce pour que nous puissions en tirer quelques renseignements.

4° NOMBRE DE GÉNÉRATIONS ANNUELLES :

Compte tenu des dates de récoltes des pontes dans la nature, des durées possibles d'évolution larvaire et nymphale, et bien que nous soyons dans l'ignorance concernant les délais nécessaires à la formation des œufs après la copulation (10), nous estimons à un minimum de trois, sinon quatre, le nombre de générations annuelles chez *S. ornatum* et *S. erythrocephalum*, et à un minimum de deux, sinon trois, le nombre de générations annuelles chez *S. aureum*. Quant à *S. decorum*, le nombre des pontes récoltées et élevées est, ici aussi, trop restreint pour permettre de se faire une opinion.

RÉSUMÉ

Après un rappel concernant les techniques d'élevage antérieurement utilisées, un nouvel appareillage est décrit. Il a déjà permis de mener à bien, avec un rendement très satisfaisant, l'élevage de 60 pontes de Simuliidés appartenant aux espèces *S. ornatum*, *S. aureum*, *S. erythrocephalum* et *S. decorum*, récoltées en 1956, 1957 et 1958 dans divers départements de l'Ouest de la France. Ces élevages permettent d'apporter un certain nombre de précisions ou de confirmations concernant le mode d'oviposition, les périodes où celle-ci s'effectue, l'évolution larvaire et le nombre de générations annuelles.

BIBLIOGRAPHIE

- BARANOV (N.). — K poznavanju golubačke mušice. II. *Vet. arhiv*, Zagreb, 1935, 5, n° 2 et 3.
 — in JIVKOVICH. — 1950.
 BEQUAERT (J. C.), 1934, in STRONG (R. P.), SANDGROUND (J. H.), BEQUAERT (J. C.) et OCHOA (M. M.). — *Onchocerciasis with special reference to the Central american form of the disease*. Harvard Univers. Press, Cambridge, 1934.
 BRADT (S.). — Notes on Puerto-Rican black-flies. *The Puerto Rico Jl. of Publ. Health and Trop. Med.*, 1932, 8, p. 69.
 CAMERON (A. C.). — The morphology and biology of a canadian cattle-infesting black fly, *Simulium simile* Mall. (*Diptera-Simuliidæ*). *Dom. Canad. Dept. Agric. Bull.*, 1922, 5, p. 26.
 DALMAT (H. T.). — *The black flies (Diptera-Simuliidæ) of Guatemala and their role as vectors of onchocerciasis*. Smithsonian Miscellaneous Collections, 1955, 125, n° 1.

(10) Friederichs (in Grenier 1953) pense que l'accouplement chez *C. maculatum* peut s'effectuer le jour même de l'éclosion. Le phénomène a été observé dans les quelques heures suivant l'éclosion chez *S. lascivum* par Twinn (1936) et par nous-mêmes chez *S. ornatum* obtenu d'élevage.

- DOBY (J.-M.). — L'élevage en laboratoire des insectes torrenticoles. Simplification de l'appareillage d'élevage des Simulies (Diptères, Nematocères, Simuliidés). *Bull. Soc. Entomol. Nord de la France*, 1957, n° 91, p. 1.
- DOBY (J.-M.), BERNARD (C.) et DAVID (F.). — Observations sur le phototropisme expérimental de *Simulium decorum* Walker, 1848, et de *Simulium ornatum* Meigen, 1818. *Bull. Soc. Scient. Bretagne*, 1956, 31, p. 117.
- ERDMANN (K.). — Beobachtungen über die Bewegungen bei der Verpuppung von *Simulium ornatum* Meig. *Zeitschrift f. Morphol. und Oekolog. der Tiere*, 1939, 35, p. 1.
- FREDEEN (F. J. H.), SPINKS (J. W. T.), ANDERSON (J. R.), ARNASON (A. P.) et REMPEL (J. G.). — Mass tagging of black flies (*Diptera-Simuliidæ*) with radiophosphorus. *Canad. J. of Zoology*, 1953, 31, p. 1.
- GRENIER (P.). — Contribution à l'étude biologique des Simuliidés de France. *Physiol. comp. et oecologia*, 1948, 1, p. 165.
- GRENIER (P.). — *Simuliidæ de France et d'Afrique du Nord*. Encyclopédie entomologique, Lechevalier édité, Paris, 1953.
- HARTLEY (C. F.). — Rearing Simulids in the laboratory from eggs to adulte. *Proc. Helminthol. Soc. of Washington*, 1955, 22, p. 93.
- HOFFMANN (C. C.). — Los simulidos de la region onchocercosa de Chiapas (con descripcion de nuevas especies). *Anales des Inst. Biol. Univ. Nac. auton. Mexico*, 1930, 1, p. 293.
- JIVKOVITCH (V.). — Le développement de *Simulium salopiense* Edw. 1927, son élevage au laboratoire à partir de l'œuf jusqu'à l'insecte adulte. *Bull. Acad. Serbe des Sciences Nat.*, Belgrade, 1950, séance du 28 octobre.
- LARIVIÈRE (M.) et ABONNENC (E.). — Premières données biologiques concernant deux espèces de simulies (*S. adersi* et *S. ruficorne*) observées pour la première fois dans la presqu'île du Cap Vert. *Soc. Méd. de l'A.O.F.*, séance du 5 mars 1956.
- LEON (R. J. De). — Nuevo tipo de insectario para el cultivo de los simulidos. *Bol. Sanit. Guatemala*, 1941, 12, p. 124.
- MARTINI (E.). — Ueber Steckmücken und Kriebelmückenzucht. *Archiv f. Schiff's und Tropen Hyg., Path. und Therap. exot. Krankheiten*, 1921, 25, p. 120.
- MACKERRAS (M. J.) et MACKERRAS (J. M.). — *Simuliidæ (Diptera)* from Queensland. *Austral. Journ. Sci. Res.*, série B, 1948, 1, n° 2.
- PURI (I. M.). — On the life history and structure of the early stages of the *Simuliidæ (Diptera-Nematocera)*. *Parasitology*, 1925, 17, p. 295.
- SMART (J.). — On the biology of the black fly, *Simulium ornatum* Mg. (*Diptera, Simuliidæ*). *Proceed. Royal Physical Society*, 1929-1936, 22, p. 217.
- THOMAS (L. J.). — Black-fly incubator-aerator cabinet. *Science*, 1946, 103, p. 21.
- TWINN (C. R.). — The black-flies of eastern Canada (*Simuliidæ, Diptera*). Part I. *Canad. J. of Res.*, 1936, 14, p. 97.
- VARGAS (L.). — *Simulidos del Nuevo Mondo*, 1945. Monographie n° 1. Inst. Salubr. Enferm. Trop. Mexico.
- WAGNER (W.). — Bau und Funktion des Atmungs-systems der Kriebelmücken larven. *Zool. Jahrbücher*, 1926, 42, p. 441.
- WRIGHT (F. N.). — Rearing of *Simulium damnosum* Theobald (*Diptera, Simuliidæ*) in the laboratory. *Nature*, 1957, 180, p. 1059.

(Laboratoire de Parasitologie

de la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rennes)

PREMIÈRE CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES TEIGNES EN HAUTE VOLTA. REVUE DES DERMATOPHYTIES ET DES DERMATOPHYTES EN AFRIQUE NOIRE

Par J. BIGUET, S. DEBLOCK, G. COCHET et P. OUADRAOGO

En 1956 et 1957, grâce à l'un de nous (1), notre laboratoire a disposé de 215 prélèvements effectués sur le cuir chevelu d'enfants suspects de teigne en Haute-Volta où, à notre connaissance du moins, aucun travail concernant ces affections n'avait été publié jusqu'ici. A l'occasion de l'étude de ce matériel, nous avons pensé utile de faire une revue critique des dermatophyties et des dermatophytes en Afrique Noire, en insistant tout particulièrement sur les teignes et leurs agents, de façon à ce que les recherches effectuées ultérieurement puissent bénéficier des indications fournies par cette mise au point.

I. Les teignes en Haute Volta

La Haute-Volta (carte C) (2), située au centre de l'Afrique Occidentale Française, a l'aspect d'un plateau qui couvre une superficie de 316.000 km² ; elle est constituée essentiellement par le bassin de la Volta supérieure.

Son climat est généralement celui de la zone soudanienne avec trois saisons principales, mais, exception faite de l'hivernage, le climat est dans l'ensemble ensoleillé et sec, avec des variations sensibles de température.

La population, de 3.070.000 habitants, est, avec sa densité de 10 habitants au km², l'une des plus fortes de l'A.O.F. Les deux plus

(1) Une première série de prélèvements a été personnellement effectuée par P. Ouadraogo en 1956 ; il nous a procuré la seconde série en 1957 par l'intermédiaire de son cousin, M. Charles Gnimigna Ouadraogo, que nous remercions infiniment de la précieuse collaboration qu'il nous a ainsi apportée.

(2) Nous empruntons les renseignements qui suivent à une brochure éditée par le Service d'Information et de Documentation du Ministère de la France d'Outre-Mer, qui a eu l'amabilité de nous fournir une précieuse documentation sur l'Afrique Noire.

grandes villes sont Ouagadougou, la capitale, et Bobo-Dioulasso, qui est un centre commercial. Le groupe ethnique le plus important est constitué par des races voltaïques, très anciennement établies dans le pays, dont l'élément déterminant, tant par le nombre (2.600.000) que par la structure sociale et politique, est formé par les Mossi, à côté desquels on pourrait citer entre autres les Bobo (273.000). En dehors de ces populations fétichistes existent des groupes attachés à l'islamisme (Pheul, Senougo, etc...), qui comprennent environ 550.000 personnes. Alors que la masse de la population se consacre à l'agriculture, les groupes islamisés s'adonnent plus volontiers au commerce et à l'élevage. Dans l'ensemble, en Haute-Volta, comme presque partout ailleurs en Afrique, l'alimentation des autochtones est carencée en protéines.

Formes cliniques et fréquence relative des teignes en Haute-Volta

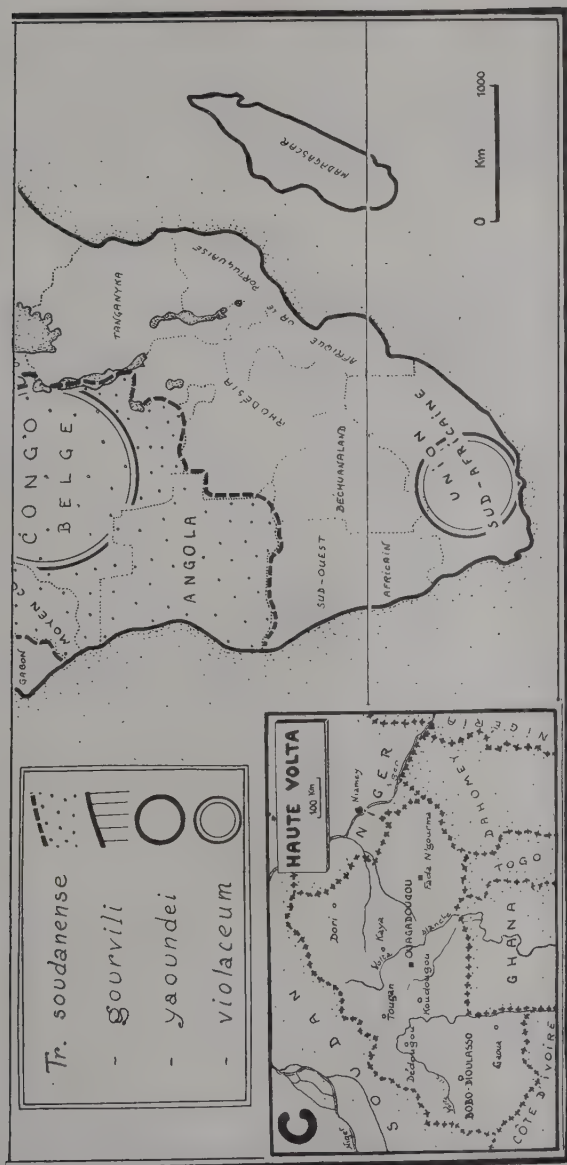
Les prélèvements que nous avons étudiés étaient au nombre de 215, dont 65 provenaient de Ouagadougou et des villages environnants et 150 de la région de Bobo-Dioulasso. Les premiers avaient intéressé des enfants qui, en majorité, étaient des Mossi (46) (3), les seconds, des enfants presque tous de race Bobo. Les jeunes patients ont été vus dans des consultations de dispensaires en octobre 1956 et 1957.

Le diagnostic de teigne fut confirmé pour 171 d'entre eux par l'examen direct des cheveux ou leur culture sur milieu de Sabouraud. Il s'agissait de 148 Trichophyties (86,54 %), de 21 Microspories (12,28 %) et de deux cas mixtes. Précisons tout de suite qu'à l'examen microscopique, ces deux derniers cas avaient été étiquetés « Trichophytie » et que, seule, la culture, a révélé la Microsporie associée. Mais il convient d'ajouter que les cheveux étaient généralement peu nombreux par prélèvement, ce qui nous incitait à restreindre l'examen direct à un ou deux fragments, le reste du matériel étantensemencé. Quant au Favus, il n'existe pas ou est rare dans les deux régions prospectées, puisque nous n'en avons dépisté aucun cas.

A Ouagadougou et dans ses environs, sur 63 prélèvements positifs, nous avons observé 53 Trichophyties, 9 Microspories et un cas mixte (soit respectivement 84,12 %, 14,28 % et 1,58 %), tandis que, dans la région de Bobo-Dioulasso, 108 teigneux se répartissaient en

(3) En dehors des Mossi, des prélèvements tous positifs furent effectués sur 7 enfants Bobo, 5 Boussansi, 2 Pheul, 2 Gouronsi, 1 Haoussa, 1 Samogo, 1 Dioula





95 Trichophyties, 12 Microspories et un cas mixte (soit respectivement 87,96 %, 11,11 % et 0,92 %). Sous la réserve de recherches ultérieures portant sur un nombre plus élevé d'individus, il ne semble donc pas y avoir de différence appréciable dans la fréquence relative des teignes microsporiques et trichophytiques dans les deux territoires considérés que séparent quelques centaines de kilomètres.

Mycologie

Nous avons au total isolé 109 souches :

<i>Trichophyton gourvili</i> Catanei, 1933	64 fois
<i>T. soudanense</i> Joyeux, 1912	23 fois
<i>T. rubrum</i> (Castellani, 1909)	2 fois
<i>T. tonsurans</i> Malmsten, 1845	1 fois
<i>T. ferrugineum</i> (Ota, 1922)	4 fois
<i>Microsporum audouini</i> Gruby, 1843	15 fois

Par région, nos résultats ont été résumés dans le tableau I.

TABLEAU I. — Souches isolées dans les deux régions prospectées

ESPÈCES	RÉGION DE OUAGADOUGOU		RÉGION DE BOBO-DIOULASSO	
	NOMBRE	%	NOMBRE	%
<i>T. gourvili</i>	34	68	30	50,84
<i>T. soudanense</i>	8	16	15	25,42
<i>T. rubrum</i>			2	3,39
<i>T. tonsurans</i>			1	1,69
<i>T. ferrugineum</i>	4	8		
<i>M. audouini</i>	4	8	11	18,64
<i>Total</i>	50		59	

La fréquence relative de ces souches, leur étude et les conditions de leur isolement nous ont conduits à quelques remarques :

1° En Haute-Volta, *T. gourvili* constitue, dans les limites de notre expérience, l'agent le plus commun des Trichophyties puisque nous l'avons identifié trois fois plus souvent que *T. soudanense*. *T. gourvili*, aux belles colonies en rosace d'un violet intense le plus souvent frangé de blanc, est peu polymorphe. Parfois cependant certaines de ces cultu-

res glabres ou pigmentées ressemblaient beaucoup à *T. violaceum* ; mais leur morphologie microscopique très différente permettait aisément de rectifier la diagnose.

2° *T. soudanense*, contrairement à l'espèce précédente, montrait un polymorphisme considérable, que nous avons déjà remarqué antérieurement pour les souches camerounaises (Cochet et coll., 1957). Précisons que de nombreuses colonies présentaient des hyphes aleurifères typiques et que plusieurs de nos souches sont devenues vioiettes en vieillissant.

3° Toujours en ce qui concerne les espèces qui déterminent des Trichophyties, nous remarquons l'isolement dans la région de Bobo-Dioulasso de deux souches de *T. rubrum* et d'une souche de *T. tonsurans*, espèces cosmopolites, dont la première s'isole plus habituellement des lésions de la peau dite glabre. Les souches de *T. rubrum*, bien pigmentées en rouge violacé, étaient très duveteuses et riches en aleuries : nous n'avons pas constaté la formation de fuseaux ; elles étaient inoculables au cobaye (lésion néo-endothrix du poil).

4° Nous noterons la présence de *T. ferrugineum* dans les Microspories ; ce champignon paraît peu fréquent en Haute-Volta où il fut observé seulement dans la région de Ouagadougou. Quant aux souches de *M. audouini*, la plupart étaient assez semblables macroscopiquement à celles que nous avons isolées antérieurement au Cameroun (Cochet et coll., 1957), et ordinairement plus vivaces que les souches métropolitaines ; elles étaient duveteuses et parfois rosées. Quelques-unes d'entre elles cependant étaient de culture nettement plus lente et n'atteignaient jamais au développement blanc superficiel des autres ; elles poussaient en effet surtout dans la profondeur de la gélose et, sur riz, cultivaient beaucoup plus pauvrement que les souches duveteuses, dont le comportement se rapprochait de *M. canis* ; mais, macroscopiquement, quels que soient la souche et le milieu de culture considérés, les fuseaux étaient absents ou peu fréquents. Ajoutons enfin que les colonies duveteuses furent inoculées avec succès au cobaye (4).

5° Enfin, notre attention a été attirée par un certain nombre de cas mixtes où se trouvaient associés sur une même tête deux dermatophytes différents, à savoir :

trois fois *T. gourvili* et *T. soudanense*,
une fois *T. gourvili* et *T. ferrugineum*,
une fois *T. soudanense* et *M. audouini*.

Il est vraisemblable que pareilles associations eussent été plus fréquemment notées si nous avions disposé pour l'ensemencement d'un matériel plus abondant.

(4) L'inoculation des souches à développement superficiel réduit est en cours ; en fait, les souches de ces deux types de *Microsporum*, ainsi que toutes les autres que nous avons reçues des autres territoires d'Afrique Noire font actuellement l'objet d'une étude d'ensemble la plus complète possible (en collaboration avec G. Duc), étude dont la nécessité ne nous est apparue qu'assez tardivement en lisant les divers auteurs qui ont traité des *Microsporum* africains.

II. Revue des dermatophyties et des Dermatophytes en Afrique Noire

L' « Afrique Noire » est une entité ethnique dont les limites géographiques sont naturellement imprécises en raison de l'hétérogénéité de la population des divers territoires et des métissages qui se sont produits au cours des siècles entre races blanches et races noires. Nous rassemblons cependant sous cette appellation les pays africains qui sont situés au Sud des déserts limités approximativement par le parallèle qui passe par St-Louis-du-Sénégal. De cet ensemble, nous excluons l'Erythrée et les Somalies, de population blanche, ainsi que l'Ethiopie, parce que, dans la race éthiopienne, les caractères négroïdes sont très atténués. Cette dernière exclusion est d'ailleurs peut-être beaucoup plus discutable, mais elle est sans répercussion pratique, puisque nous n'avons trouvé aucun document intéressant ce pays. Les cartes jointes rappellent la division territoriale (A) et évoquent, en fonction des chutes de pluie, les très grandes zones climatiques (B).

Le problème des dermatophyties et des dermatophytes en Afrique Noire a été abordé dans des territoires variés et sous des angles divers par un certain nombre d'auteurs, au premier rang desquels nous retiendrons Catanei et Vanbreuseghem. Le premier cité, dont les travaux ont tant contribué à la connaissance des teignes en Afrique du Nord, a écrit, en 1939, plusieurs articles qui faisaient le point de son expérience personnelle sur les teignes et leurs champignons en Afrique et dans les autres colonies françaises ; le second, depuis une dizaine d'années, a réalisé au Congo Belge un travail qui n'a d'équivalent nulle part ailleurs en Afrique Noire. Afin de ne pas alourdir notre exposé, nous nous contenterons de résumer en un tableau (tableau II) les publications que nous avons lues et qui traitaient des dermatophyties et des dermatophytes en Afrique Noire, et nous nous efforcerons seulement de les commenter et de faire la synthèse des renseignements qu'elles nous apportent.

La première remarque qui s'impose d'ailleurs est la nette insuffisance de notre documentation, très souvent fragmentaire, parfois inexistante ; il est nécessaire, en particulier, de noter que, sauf

DERMATOPHYTES ISOLÉS					
PAYS	AUTEURS ET DATES	CLINIQUE	DIAGNOSE DES AUTEURS	NOMBRE DE SOUCHES	DÉTERMINATION SPÉCIFIQUE ACCEPTÉE OU PROPOSÉE
DAHOMÉY (Porto-Novo)	SABOURAUD (1910). CATANEI (1939, a).	Trichophytie. Herpès circiné.	<i>Trichophyton circinvolutum.</i> <i>id.</i>	1 1	<i>Trichophyton tonsurans.</i> <i>id.</i>
		Trichophyties. Microspories.	<i>Trichophyton soudanense.</i> <i>Microsporum obesum.</i>	4 6	<i>Trichophyton soudanense.</i> <i>Microsporum canis</i> ?
Togo (Atakpamé, Sokodé et Palimé)	CATANEI (1939, a).	Trichophyties.	<i>Trichophyton soudanense.</i> <i>Trichophyton gourvilli.</i>	2 2	<i>Trichophyton soudanense.</i> <i>Trichophyton gourvilli.</i>
		Microspories.	<i>Microsporum obesum.</i> <i>Microsporum audouinii.</i>	8 6	<i>Microsporum canis</i> ? <i>Microsporum audouinii.</i>
HAUTE-VOLTA.. (Ouagadougou et Bobo- Dioulasso) ..	BIGUET et coll. (1958).	Trichophyties.	<i>Trichophyton gourvilli.</i>	64	<i>Trichophyton gourvilli.</i>
			<i>Trichophyton soudanense.</i> <i>Trichophyton rubrum.</i> <i>Trichophyton tonsurans.</i>	23 2 1	<i>Trichophyton soudanense.</i> <i>Trichophyton rubrum.</i> <i>Trichophyton tonsurans.</i>
		Microspories.	<i>Microsporum audouinii.</i> <i>Trichophyton ferrugineum.</i>	15 4	<i>Microsporum audouinii.</i> <i>Trichophyton ferrugineum.</i>
		Teignes mixtes (Trichophytie + Microsporie).	<i>T. gourvilli</i> + <i>T. ferrugineum</i> (2). <i>T. soudanense</i> + <i>T. audouinii</i> (2)		

(1) Il s'agissait de deux personnes de race blanche de retour du Dahoméy.

(2) Ces souches sont comptées avec les précédentes.

PAYS	AUTEURS ET DATES	CLINIQUE		DERMATOPHYTES ISOLES		
			Nombre de cas	DIAGNOSE DES AUTEURS	NOMBRE DE SOUCHES	DÉTERMINATION SPÉCIFIQUE ACCEPTÉE OU PROPOSÉE
CHAD	PETRES et LECOULTANT (1937).	Plaques pseudo-alopé- ciques. Lésion du che- veu néo-endothrix.	1	<i>Trichophyton ferrugineum</i> .	1	<i>Trichophyton soudanense</i> (1).
CAMEROUN	CATANAI (1939, 4).	Trichophyties.	19	<i>Trichophyton soudanense</i> .	10	
		Microspories.	7	<i>Trichophyton violaceum</i> .	9	<i>Trichophyton yaoundei</i>
	SEGRÉTAINE (1947).	Eczéma marginé et onychomycose (2).	1	<i>Microsporum obesum</i> .	7	<i>Microsporum canis</i> ?
(Yaoundé) (3)	COCHET et coll. (1957).	Trichophyties : 80 % de teignes.	707	<i>Trichophyton rubrum</i> .	1	<i>Trichophyton rubrum</i> .
				<i>Trichophyton yaoundei</i> .	211	<i>Trichophyton yaoundei</i>
		Microspories : 20 %.	156	<i>Trichophyton soudanense</i> .	149	<i>Trichophyton soudanense</i> .
		Teignes mixtes (Tri- chophytie + Micros- porie).	3	<i>Trichophyton ferrugineum</i> .	64	<i>Trichophyton ferrugineum</i> .
				<i>Microsporum audouinii</i> .	31	<i>Microsporum audouinii</i>
				<i>T. yaoundei</i> + <i>T. ferrugineum</i> (4).		
				<i>T. yaoundei</i> + <i>M. audouinii</i> (4).		
				<i>T. soudanense</i> + <i>T. ferrugineum</i> (4).		

(1) La lecture du texte de l'auteur nous incite à croire qu'il s'agissait, en effet, de *T. soudanense* : les cheveux étaient bourrés de grandes spores (on lit dans le texte : lésion néoendothrix, ce qui est vraisemblablement dû à une erreur typographique) ; il existait, par ailleurs, dans les cultures en milieu de Sabouraud, des bouquets d'aleuries. Or, *T. ferrugineum* détermine des lésions *ectothrix* microsporiées et ses primo-cultures sur milieu de Sabouraud sont toujours très pauvres en aleuries, lorsqu'elles existent.

(2) Race du patient non précisée, mais il s'agissait vraisemblablement d'un Blanc.

(3) Une Trichophytie provient de Ayoa.

(4) Ces souches sont comptées avec les précédentes ; ces trois teignes mixtes (et non cinq comme il a été écrit par erreur en 1957) furent diagnosti-
quées Trichophyties lors de l'examen microscopique.

DERMATOPHYTES ISOLES				
PAYS	AUTEURS ET DATES	CLINIQUE		DÉTERMINATION SPÉCIFIQUE ACCEPTÉE OU PROPOSÉE
		Nombre d' cas	DIAGNOSE DES AUTEURS	
NIGÉRIA	SMITH (1932),	3	Favus.	
	CLARKE et WALKER (1953),		<i>Tinea capitis</i> (16 % des mycoses cutanées) (1).	
			Trichophyties (24 % des teignes).	24 % des espèces isolées des tondantes.
			Microspories (76 %).	63 %.
			<i>Tinea corporis</i> (56 %) (2).	13 %.
(Sud-Nigéria Lagos)			Trichophyton rubrum.	Trichophyton soudanense.
			Microsporium ferrugineum.	Microsporium audouini.
			Trichophyton rubrum.	Microsporium ferrugineum.
			Microsporium ferrugineum.	Trichophyton rubrum.
			Trichophyton rubrum.	60 % des espèces isolées des <i>Tinea corporis</i> .
			Microsporium ferrugineum.	15 %.
			Trichophyton soudanense.	5 %.
			Epidermophyton floccosum.	7 %.

(1) Il est regrettable que les auteurs s'expriment en pourcentages sans fournir les chiffres qui permettent de les établir.

(2) Dans cette publication les auteurs commencent par les Dermatophytes des leucroses à *Candida albicans* et le *Pityriasis versicolor*.

DERMATOPHYTES ISOLÉS

CLINIQUE

PAYS	AUTEURS ET DATES	Nombre de cas	DIAGNOSE DES AUTEURS	NOMBRE DE SOUCHES	DÉTERMINATION SPÉCIFIQUE ACCEPTÉE OU PROPOSÉE
...Sud-Nigéria (suite)		<i>Tinea cruris</i> (15 %) (1).	<i>Trichophyton rubrum</i> .	66 % des espèces isolées des <i>Tinea cruris</i> . 25 %.	<i>Trichophyton rubrum</i> . <i>Epidermophyton floccosum</i> . <i>Epidermophyton floccosum</i> . <i>Ctenomyces mentagrophytes</i> , var. <i>interdigitalis</i> . <i>Trichophyton rubrum</i> .
Nord-Nigéria		<i>Tinea pedis</i> (12 %) (2). <i>Tinea unguium</i> (1 %) (2).	<i>Epidermophyton floccosum</i> . <i>Epidermophyton floccosum</i> . <i>Trichophyton interdigitalis</i> . <i>Trichophyton rubrum</i> .		
		Type des lésions non précisé.	<i>Trichophyton soudanense</i> .	62 % des champignons isolés (3). 31 %.	<i>Trichophyton soudanense</i> . <i>Microsporium audouinii</i> . <i>Trichophyton rubrum</i> . <i>Trichophyton schoenleinii</i> .
Soudan (ex-Soudan anglo-égyptien)	CHALMERS et MARSHALL (1914). ZIEMANN et SKIEREK (1932), in LOEWENTHAL (1939) (5).	Trichophyties. Favus (assez commun).	<i>Trichophyton currii</i> .		<i>Trichophyton tonsurans</i> (4).

(1) Y compris les lésions occasionnées par *Candida albicans* et *Nocardia minutissima*.

(2) Levures à *Candida albicans* comprises. La fréquence relative des espèces isolées n'est pas fournie par les auteurs.

(3) Dermato-phytes, plus *Malassezia furfur* (= *M. tropicalis*).

(4) L'appareillement de *T. currii* au groupe des *Trichophyton* cratériiformes (affirmé d'ailleurs par les Auteurs), la description même des cultures, les photographies jointes, permettent de faire tomber cette espèce en synonymie devant *T. tonsurans*, dont les beaux travaux de GEORG (1956) ont montré le polymorphisme.

(5) Nous n'avons, en effet, pas réussi à nous procurer le texte original des auteurs qui auraient trouvé le Favus assez communément, au Soudan, chez les Noirs. Nous ignorons si des cultures avaient confirmé ce diagnostic.

PAYS	AUTEURS ET DATES	CLINIQUE		DERMATOPHYTES ISOLES		
			Nombre de cas	DIAGNOSE DES AUTEURS	NOMBRE DE SOUCHES	DÉTERMINATION SPÉCIFIQUE ACCEPTÉE OU PROPOSÉE
MOYEN CONGO. (Brazzaville et Loango) ..	CATANET (1939).	Trichophyties. Microspories.	3 5	<i>Trichophyton soudanense</i> . <i>Microsporium audouinii</i> .	3 5	<i>Trichophyton soudanense</i> . <i>Microsporium audouinii</i> .
CONGO BELGE.. (Boma)	RODHAIN (1943). VANBREUSEGHEM (1950).	Trichophytie. Favus (pas très rare). Trichophyties (1/3 des teignes).	143	<i>Trichophyton soudanense</i> . <i>Achorion schoenleinii</i> . <i>Trichophyton glabrum</i> .	1 80	<i>Trichophyton soudanense</i> . <i>Trichophyton schoenleinii</i> . <i>Trichophyton violaceum</i> .
(Nombreu- ses régions; cf. carte dans texte de l'auteur).		Microspories (2/3 des teignes). Teignes mixtes (M. + T.). Dermatophyties di- verses.	301 5 17	<i>Trichophyton violaceum</i> . <i>Langeronia soudanensis</i> . <i>Sabouraudites langeroni</i> . <i>Trichophyton ferrugineum</i> . <i>Trichophyton ferrugineum album</i> . <i>Trichophyton rubrum</i> .	27 24 107 82 93 12	<i>Trichophyton violaceum</i> . <i>Trichophyton soudanense</i> . <i>Microsporium audouinii</i> <i>var. langeroni</i> . <i>Trichophyton ferrugineum</i> . <i>T. ferrugineum, var. album</i> . <i>Trichophyton rubrum</i> .
	VANBREUSEGHEM (1951). VANBREUSEGHEM et GATTI (1955).			<i>Epidermophyton floccosum</i> . <i>Trichophyton rodhaini</i> (1). <i>Sabouraudites duboisii</i> (1). <i>Sabouraudites rivalieri</i> (1).	2 1 1 1	<i>Trichophyton floccosum</i> . <i>Trichophyton rubrum</i> . <i>Microsporium duboisii</i> . <i>Microsporium audouinii</i> .
(Région de Béale)		Microspories.	77 (2)	<i>Trichophyton ferrugineum</i> . <i>Sabouraudites langeroni</i> . <i>Sabouraudites catanei</i> (3).	56 10 3	<i>Trichophyton ferrugineum</i> . <i>Microsporium audouinii</i> <i>var. langeroni</i> . <i>Microsporium audouinii</i> <i>var. langeroni</i> .
(Stanley- ville)	DUPAGNE (1957).	Athlete's foot.	105 (4)	<i>Ctenomyces interdigitalis</i> . <i>Epidermophyton floccosum</i> . <i>Sabouraudites langeroni</i> .	5 4 1	<i>Ctenomyces mentagrophytes</i> , <i>var. interdigitalis</i> . <i>Epidermophyton floccosum</i> . <i>Microsporium audouinii</i> <i>var. langeroni</i> .

(1) Ces trois espèces ont été décrites à partir d'un cas seulement pour chaque ; *T. rodhaini* et *S. duboisii* furent isolés de lésions portées par des patients européens ; en 1957, VANBREUSEGHEM considère *S. duboisii* très voisin de *M. gypseum* ; il constitue cependant des sclérotas qui lui sont très particuliers ; il estime, en outre, que *T. rodhaini*, dont il avait à l'époque isolé deux nouvelles souches, est, vraisemblablement, une variété de *T. rubrum*.
(2) 77 cas sur un total de 3.100 enfants examinés, soit une incidence totale de 2,35 %.
(3) VANBREUSEGHEM n'a jamais publié la description de *S. catanei*, qui présentait de grandes similitudes avec *M. langeroni* (Lettre de l'auteur à l'un de nous, 19 mars 1958).

DERMATOPHYTES ISOLES

PAYS	AUTEURS ET DATES	CLINIQUE		DIAGNOSE DES AUTEURS	NOMBRE DE SOUCHES	DÉTERMINATION SPÉCIFIQUE ACCEPTÉE OU PROPOSÉE
			Nombre de cas			
ANGOLA (Loanda) ..	DE MELLO et PAES (1923) (1).	Teigne inflammatoire.	1	<i>Favotrichophyton angolense.</i>	1	<i>Trichophyton angolense.</i>
	PAES (1923) (1).	Eczéma marginé. Microsporic. Favus.	1 1 1	<i>Epidermophyton cruris.</i> <i>Microsporium audouinii.</i> <i>Achorion gypseum.</i>	1 1 1	<i>Epidermophyton floccosum.</i> <i>Microsporium audouinii.</i> <i>Microsporium gypseum.</i>
	SALAZAR LEITE et coll. (1947).	Teignes tondantes.	101	<i>Trichophyton ferrugineum.</i> <i>Microsporium felineum.</i> ?	71 3	<i>Trichophyton soudanense</i> (2). <i>Microsporium canis.</i>
	SALAZAR LEITE et Ré (1955).	Favus typique. Favus atypique (3). Teignes tondantes.	3 1 3 (4)	<i>Trichophyton rubrum.</i> <i>Trichophyton acuminatum.</i>	1 3	<i>Trichophyton rubrum.</i> <i>Trichophyton tonsurans.</i>
	DE MELLO (1917).	Herpès circiné.	1 (5)	<i>Trichophyton viannii.</i>	1	<i>Ctenomyces mentagrophytes.</i>
AFRIQUE DU SUD	PUPPER (1918).	Tokelau.	1	<i>Trichophyton concentricum.</i>	1	<i>Trichophyton concentricum.</i>
	MITCHELL et ROBERTSON (1915).	Favus associé ou simulant le " Witkop " (6).		<i>Achorion schoenleinii.</i>	4	<i>Trichophyton schoenleinii.</i>

Notes de (1) à (6) : cf. page suivante.

DERMATOPHYTES ISOLES

PAYS	ET DATES	Nombre ^o de cas	DIAGNOSE DES AUTEURS	NOMBRE DE SOUCHES		DÉTERMINATION SPÉCIFIQUE ACCEPTÉE OU PROPOSÉE
				isolés de sujets		
				Noirs	Blancs	
			<i>Microsporium canis.</i>	12	187	<i>Microsporium canis.</i>
			<i>Microsporium audouinii.</i>		10	<i>Microsporium audouinii.</i>
			<i>Microsporium gypsum.</i>		3	<i>Microsporium gypsum.</i>
			<i>Epidermophyton floccosum.</i>	3	15	<i>Epidermophyton floccosum.</i>
			<i>Trichophyton ferrugineum.</i>	1		<i>Trichophyton ferrugineum.</i>
			<i>Trichophyton mentagrophytes.</i>	3	25	<i>Clenomyces mentagrophytes.</i>
			<i>Tricophyton interdigitale.</i>		9	<i>C. mentagrophytes</i> , var. <i>interdigitale</i> .
			<i>Trichophyton rubrum.</i>	2	1	<i>Trichophyton rubrum.</i>
			<i>Trichophyton violaceum.</i>	18	9	<i>Trichophyton violaceum.</i>
			<i>Trichophyton tonsurans.</i>		2	<i>Trichophyton tonsurans.</i>
			<i>Trichophyton schoenleinii.</i>	12	2	<i>Trichophyton schoenleinii.</i>
			<i>Trichophyton concentricum.</i>	1	3	<i>Trichophyton concentricum.</i>
			<i>Trichophyton discoides.</i>	1	2	<i>Trichophyton verrucosum.</i>
			...non précisée (7).			
	LURIE (1955, complété par lettre du 10-7-1958).					

(Wittwaters-
rand) (8) ..

(1) Nous avons été dans l'impossibilité de nous procurer le texte original des auteurs et, en particulier, de nous former une opinion précise sur *favotrichophyton angolense* (cf. COCHER et coll., 1957, p. 587).

(2) Compte tenu de la lésion du cheveu, qui s'apparente plus à une Trichophytie qu'à une Microsporie (SALAZAR LEITE et BASTOS DA LUZ, 1950), de la description macro- et microscopique des souches isolées fournie par SALAZAR LEITE et ses collaborateurs (1947 et 1950), des photographies jointes (1947), il est extrêmement vraisemblable que les auteurs portugais aient eu affaire, en réalité, à *T. soudanensis*. Telle était déjà l'opinion soutenue par VAN BREUSEGHEM en 1950. Les 104 cas de tondantes se répartissaient donc en 101 Trichophyties et 3 Microspories.

(3) Le dermatophyte incriminé étant *T. rubrum*, il est plus vraisemblable qu'il s'agissait d'une Trichophytie atypique.

(4) Ces trois cas furent observés parmi une centaine d'enfants « Bochim-an » groupement racial dont l'installation en Angola serait très antérieure aux autres.

(5) Le patient était un soldat originaire du Mozambique qui fut dépisté aux Indes. On peut donc faire des réserves sur l'origine africaine de sa lésion, déterminée d'ailleurs, en fait, par un dermatophyte cosmopolite. Nous ne citons l'observation de DE MELLO que parce qu'elle constitue le seul document que nous connaissons qui traite du Mozambique.

(6) Le « witkop » ou « dikwakwadi » s'observerait principalement dans le Bechuanaland.

(7) La liste statistique donnée par l'Auteur n'intéresse que les dermatophytes isolés et ne précise pas le type clinique de la lésion déterminée. De toute façon, elle ne pourrait pas refléter la véritable incidence des diverses formes de teigne. En effet, LURIE a eu l'amabilité de nous avertir (Lettres à l'un de nous du 21 avril et 16 juillet 1958) que, seuls, certains cas sont soumis au laboratoire ; la plupart des Microspories en particulier ne font l'objet de l'objet que d'un diagnostic clinique. La prédominance des Microspories, dépeintement visible sur la statistique de l'Auteur, doit être par conséquent écartée. Quant au favotrichophyton, il est également écarté.

lacune de notre bibliographie, aucune recherche n'a été réalisée dans un vaste ensemble de territoires situés à l'Est du Congo Belge et de l'Angola. Aussi, nos commentaires n'auront-ils d'autre préention que de faire le point très provisoire du modeste acquis actuel et d'attirer l'attention des auteurs sur divers problèmes cliniques, épidémiologiques ou mycologiques, dont il est indispensable de prendre conscience pour rendre au maximum efficientes les recherches ultérieures sur les dermatophyties et les dermatophytes d'Afrique.

A) Considérations sur la répartition des teignes et de leur forme clinique en Afrique Noire

Ce sont naturellement les teignes qui retiendront presque toute notre attention parce que, dermatophyties majeures, elles ont fait l'objet de la plupart des enquêtes effectuées ; elles représentent par conséquent l'aspect le moins mal connu des Dermatophyties africaines. Il est, en effet, encore beaucoup trop tôt pour essayer de dégager les idées générales concernant les lésions cutanées de la peau glabre (non concomitantes d'une teigne), et nous ne ferons qu'une allusion au Tokelau qui existerait peut-être très exceptionnellement en Afrique, où il a été signalé cinq fois en Afrique du Sud (dont la population d'ailleurs très hétérogène comprend certains éléments d'origine asiatique) et en Libéria (Poindexter) (5).

(5) Le rapport de Poindexter, écrit en 1947 à la suite d'une mission de 18 mois effectuée à l'instigation du Service de la Santé Publique des Etats-Unis, apporte quelques renseignements sur les mycoses du Libéria. Malheureusement, la partie de la publication qui traite de ce sujet est relativement mince, et il semble que l'auteur ne soit pas spécialisé en la matière. Nous relevons en effet, dans un texte imprécis que dans une des aires de prospection, sur 226 personnes examinées, 15 % présentaient une maladie fongique, teigne ou levurose. A la fin de son travail, il précise encore : « The six most prevalent types of fungus infection in 665 confirmed cases occurred in the following order of relative prevalence : *Tinea versicolor* ; *T. imbricata* ; *T. circinata* ; *T. capitis*, an *Achorion* or *monilia* like organism and *T. unguium* ». En ce qui concerne les Dermatophytes, il signale les espèces suivantes : *Trichophyton gypseum*, *Trichophyton purpureum*, *Trichophyton floccosum* et *Trichophyton concentricum*. On est évidemment surpris de voir le Tokelau, maladie essentiellement localisée à l'Insulinde et à l'Amérique du Sud et du Centre, plus commun au Libéria que l'Herpès circiné ou la teigne du cuir chevelu, et de constater que la liste des espèces mycologiques cultivées ne renferme aucun des Dermatophytes agents habituels de tondante. Aussi, ne faut-il accepter, à notre avis, qu'avec de très prudentes réserves les diagnostics et les diagnoses proposés par Poindexter.

1° LE FAVUS

Près de vingt ans après les travaux de Catanéi (1939, *a, b, c*), il se confirme que le Favus, si fréquent dans le Nord de l'Afrique (6), est généralement rare dans les territoires de peuplement noir (7). Son nom cependant se trouve cité dans les publications qui traitent des teignes du Soudan Français, du Nigéria, de l'Angola, du Congo Belge, du Libéria (8), du Soudan (ex-Soudan Anglo-Egyptien) et de l'Afrique du Sud. Mais nous avons déjà posé des réserves sur le cas issu du Soudan Français (9). Des trois cas qui furent signalés en Angola (Paès, 1923 ; Salazar Leite et coll., 1947), le premier a pour agent *Microsporum gypseum* et, le second, *Trichophyton rubrum* ; quant au troisième le seul cliniquement typique, il n'a pas donné lieu à une culture. En ce qui concerne l'ancien Soudan Anglo-Egyptien, la proximité de l'Egypte, où le Favus est commun comme partout en Afrique du Nord, y rend très vraisemblable la présence de cette teigne. Par ailleurs, si on acceptait la proposition de Clarke et Walker (1953), qui pensent le Favus lié à des facteurs climatiques, on pourrait s'expliquer sa découverte en Afrique du Sud, où il serait très commun au moins dans les territoires utilisés comme réserves de natifs (Lurie, 1955), et dans la partie du Nord-Nigéria, où il serait aussi assez fréquent (Clarke et Walker, 1953). En effet, on trouve dans l'extrême Sud Africain un climat de type méditerranéen et un peu plus au Nord, dans le Sud-Ouest, des régions de climat désertique ; ce même climat désertique s'observe dans le Nord du Nigéria (dans le Sud du pays qui est humide, le Favus fait défaut). Mais une réserve s'impose sur l'interdépendance du Favus et des climats chauds et secs ; il ne faut pas oublier en effet que cette teigne n'est pas rare dans de nombreux pays de climats tempérés, assez froids et parfois notablement humides, comme le Nord de la France par exemple (Huriez et coll., 1956).

(6) Sauf apparemment en Tripolitaine (on trouvera la bibliographie et une revue générale des teignes du Nord de l'Afrique dans le travail de Coutelen et coll. concernant la Tunisie, et publié en 1956).

(7) Il est possible d'ailleurs qu'un facteur racial intervienne dans cette relative rareté du Favus chez les Noirs ; les particularités de structure et de composition de leurs cheveux, par exemple, ne sont peut-être pas favorables à l'évolution du *Trichophyton schoenleinii*. Hazen (1914-1935), aux Etats-Unis, n'a pas trouvé un seul Favus à l'examen de 11.729 personnes de couleur, et Catanéi (1933), dans les oasis du Sud-Oranais, constatait que les négroïdes sont presque exclusivement atteints de Trichophytie et très rarement de Favus. Mais il est évident qu'il est encore beaucoup trop tôt pour être affirmatif sur l'influence de ce facteur racial.

(8) Cf. note (1) page précédente.

(9) Cf. note (4) du Tableau II A intéressant le Soudan Français.

A coup sûr, on serait plus facilement convaincu de la présence du Favus dans l'ensemble des territoires africains cités plus haut si les divers auteurs avaient fourni, ou eu la possibilité de fournir, de plus amples descriptions cliniques, précisé le type des lésions macro- et microscopiques du cheveu malade, et, dans une discussion critique concernant le champignon isolé, éliminé la possibilité d'une confusion éventuelle de *Trichophyton schoenleini*, agent cosmopolite du Favus, avec d'autres dermatophytes. Nous ne pouvons en effet que partager l'opinion de Vanbreuseghem (1957, et lettre du 19 mars 1958 à l'un de nous) sur la cause d'erreur que peut entraîner la ressemblance de certaines cultures faviformes et apigmentées (*T. ferrugineum*, *T. soudanense*) avec l'agent classique du Favus (10). On sait que cet auteur, en dépit d'une vaste expérience des teignes congolaises (11), n'a jamais eu l'occasion de confirmer la présence du Favus au Congo Belge où Rodhain l'avait signalé antérieurement (1943) (12). Il est bon de préciser d'ailleurs qu'il s'agissait souvent, comme en Afrique du Sud (Mitchell et Robertson, 1924), de cas atypiques où la tête était casquée de croûtes blanches, et que, peut-être, Rodhain avait eu affaire en réalité à des lésions cutanées entraînées par des carences alimentaires, éventuellement compliquées par une Trichophytie (cf. p. 10). Notons cependant que cet auteur précise avoir observé dans certains cas des godets qui avaient envahi les épaules et la poitrine des malades.

En définitive, on voit que la démonstration de l'existence du Favus classique à *Trichophyton schoenleini* soulève des difficultés en Afrique Noire et qu'il faudra par conséquent attendre des recherches ultérieures, effectuées avec la conscience de ces difficultés, avant de pouvoir discuter valablement la répartition et la fréquence de cette teigne dans les divers territoires africains.

2° LES TONDANTES MICROSPORIQUES ET TRICHOPHYTIQUES

Des commentaires sur le Favus qui précèdent, il ressort que les tondantes représentent, en fait, la quasi-totalité des teignes de l'Afrique Noire. Autre différence capitale avec l'endémie teigneuse

(10) Cf. la variabilité de *T. ferrugineum* (Vanbreuseghem, 1950) et les colonies de *T. soudanense* simulant *T. schoenleini* (Cochet et coll., 1957).

(11) Dans son article de 1957, il précise qu'à l'examen de 15.000 indigènes du Congo Belge et du Ruanda-Urundi il n'a trouvé aucun cas de Favus.

(12) Rodhain a publié en 1943 le résultat d'observations effectuées sur des enfants de 6 à 15 ans, vingt ans auparavant (1924-1925) dans le Mayumbé, à Roma, à l'embouchure du Congo. *T. schoenleini* (= *Achorion schoenleini*) y aurait été isolé plusieurs fois. Au dire des malades, certains patients guériraient spontanément vers l'âge de la puberté, et l'auteur a pu constater lui-même chez des adultes l'existence d'alopécies cicatricielles dues très vraisemblablement à des Favus guéris.

du Nord de l'Afrique, les Microspories sont ici autochtones ; et, loin d'être rares, elles peuvent l'emporter en fréquence sur les Trichophyties. Voici à ce sujet quelques précisions supplémentaires :

1° La fréquence des tondantes, quoique très variable suivant le territoire et à l'intérieur d'un territoire selon la région considérée, paraît souvent assez élevée et n'est sans doute nulle part négligeable. Malheureusement, peu de statistiques à notre connaissance apportent des précisions à ce sujet ; on peut citer toutefois celles de Cochet et coll. (1957) au Cameroun où, à Yaoundé et dans un rayon d'une centaine de kilomètres, un pourcentage de 32,55 porteurs a été trouvé parmi 2.660 enfants scolarisés. Au Congo, Vanbreuseghem a fourni d'assez nombreuses statistiques régionales qui illustrent parfaitement la diversité locale de la diffusion des teignes tondantes : dans le territoire de Béalé, choisi avec Gatti (1955) pour tenter de déterminer l'incidence naturelle des teignes infantiles, en dehors de toute influence civilisatrice, il a examiné 3.100 enfants, dont 2,35 % seulement étaient parasités. Puis, en 1957, il a montré que, si la fréquence des tondantes est relativement faible à Luisa (2,9 %), à Opala (3 %), à Stanleyville (5,9 %), à Bengamisa (6,3 %) et à Léopoldville (6,7 %), elle s'élève déjà à Elisabethville (15 %), à Usumbura (15,7 %) et à Bukavu (20 %), pour atteindre des pourcentages plus importants encore dans les montagnes de Ruanda-Urundi (32,5 %), dans celles du Sud de Bukavu (25,5 à 37 %) et à Luluabourg (40 %).

2° En 1957, Vanbreuseghem a tenté d'analyser les facteurs susceptibles d'expliquer la variabilité des pourcentages précédemment cités. Après avoir considéré l'influence éventuelle de la virulence des souches, de l'évolution sociale et économique et de la densité des populations, il a attaché un intérêt tout particulier au régime alimentaire. Constatant, en effet, que les taux d'infestation élevés frappent les populations dont le régime alimentaire est plus particulièrement carencé en protéines, il a émis l'hypothèse qu'une telle carence rend le cheveu malade et que sa résistance mécanique à l'invasion du champignon se trouve diminuée, ce qui favorise le développement du dermatophyte.

Il est bien difficile, en réalité, compte tenu de l'intrication et de la dépendance des divers facteurs cités, de préciser leur intérêt respectif dans la diffusion des tondantes. Une pareille tentative nécessiterait à tout le moins des statistiques nombreuses et importantes qui permettraient une sévère étude critique. Ajoutons encore que, — maladies contagieuses et avant tout maladies de l'enfance —, leur fréquence doit être à notre avis fortement influencée par

la scolarisation qui n'exprime d'ailleurs qu'un aspect particulier de la densité de la population. Nous pensons aussi qu'indépendamment du terrain, favorable à des degrés divers à la multiplication des teignes, que peut présenter une population (plus ou moins dense, plus ou moins soucieuse de l'hygiène, plus ou moins carencée, etc...), interviennent des facteurs encore mystérieux, semblables à ceux qui, en France, dans des groupes scolaires très comparables par ailleurs, entretiennent un état endémique des plus discrets ou, au contraire, déterminent une poussée épidémique parfois spectaculaire.

3° Ce n'est pas seulement la fréquence absolue de la teigne tondante qui change avec les pays, mais encore la fréquence relative de ses deux formes cliniques, Microsporie et Trichophytie. Le tableau III fait le point de l'état actuel de nos informations pour quelques territoires ; mais il est certain que les chiffres que nous possédons actuellement sont généralement beaucoup trop faibles pour être significatifs. Cependant, la Trichophytie semble prédominer au Cameroun, en Angola, au Soudan Français, en Guinée Française, dans le Nord du Nigéria ; par contre, la Microsporie l'emporte au Congo belge, dans le Sud du Nigéria et en Afrique du Sud.

Mais, en réalité, à l'intérieur même de chacun de ces territoires, la fréquence relative des Microspories et des Trichophyties peut aussi différer considérablement suivant la région considérée. Le Nigéria nous en a fourni un bon exemple et il en va de même en Guinée où la Trichophytie serait nettement plus rare sur la côte (Joyeux, 1912) ; le Congo, enfin, nous administre encore une excellente démonstration de ce fait : dans la région de Banzyville-Yakoma, à la frontière de l'Oubangui-Chari, à Stanleyville (Vanbreuseghem, 1950), dans la région de Béfalé (Vanbreuseghem et Gatti, 1955), les Microspories semblent exister seules ; à Lulua-bourg et à Elisabethville (Vanbreuseghem, 1957), les deux formes de tondantes s'équilibrent sensiblement, les Microspories restant toutefois prédominantes ; enfin, à Usumbura, elles ne représentent plus que 10 % des tondantes avant de disparaître totalement dans les montagnes de Ruanda-Urundi (Vanbreuseghem, 1957).

Si nous éprouvons des difficultés à envisager une explication plausible de la diffusion géographique variable de la teigne tondante, il est bien évident que nous sommes *a fortiori* incapables de suggérer la moindre hypothèse susceptible d'apporter quelque éclaircissement sur la distribution éventuellement si changeante de ses deux formes, microsporique ou trichophytique, suivant le lieu considéré.

TABLEAU III. — *Fréquence relative des microspories et des trichophyties dans quelques territoires*

TERRITOIRES	AUTEURS ET DATES	MICROSPORIES		TRICHOPHYTIES	
		Nombre de cas	%	Nombre de cas	%
Sénégal	Courmont (1896) + Biguet et coll. non publié.	7		7	
Soudan français.	Catanéi (1939 a).	1		13 (*)	
Guinée française.	Joyeux (1912) + Catanéi (1939 a).	5		36 (*)	
Haute-Volta	Biguet et coll. (1958) (*).	21	12,3	148	86,6
Dahomey	Catanéi (1939 a).	6		4	
Togo	Catanéi (1939 a).	14		4	
Nigéria :	Clarke et Walker (1953).				
Sud			76		24
Nord			31		62
Cameroun	Cochet et coll. (1957) (*).	156	20	707	80
Congo belge	Vanbreuseghem (1950) (*).	301	66	143	34
Angola	Salazar Leite et coll. (1947 et 1955).	3		104	
Afrique du Sud..	Lurie (lettre du 16-7-1958).	209 (**)	88,5	27 (**)	11,5

(*) Cas de teigne mixte non compris.

(**) Les cas observés chez les sujets de race blanche et noire sont additionnés.

4° En ce qui concerne l'aspect clinique des teignes africaines, il convient de noter d'abord qu'il est dans l'ensemble, en dépit de quelques précisions apportées par Catanéi (1939 c), assez mal connu, même au Congo Belge (Vanbreuseghem, 1955) (13). Il est vraisemblable d'ailleurs que la lésion doit bien souvent être remaniée, entre autres par l'infection surajoutée, la pédiculose et occasionnellement par l'usage de cosmétiques.

(13) A cette date, Vanbreuseghem, dans un travail intitulé : « Le Congo Belge et la mycologie médicale », écrivait : « Si nous savons qu'il y a au Congo Belge des dermatophytes du cuir chevelu et des dermatophytes de la peau glabre, nous ignorons leur aspect et leur évolution ». Il avait précisé toutefois en 1950 que l'aspect clinique des lésions trichophytiques et microsporiques paraissait classique et que la présence de lésions cutanées concomitantes était un argument solide en faveur de la Microsporie.

Il existe en outre deux problèmes au moins, soulevés par les tondantes africaines, qui nous paraissent mériter une attention particulière de la part des auteurs qui ont la possibilité de les étudier sur place :

a) **Les teignes mixtes**, à la fois microsporiques et trichophytiques. Elles ne doivent pas être très rares en Afrique Noire où leur présence a été signalée en Guinée Française, au Congo, au Cameroun, au Nigéria et en Haute-Volta. Jusqu'ici, cependant, elles ne semblent avoir été décelées que par les cultures. Il conviendrait de préciser, outre leur fréquence réelle, leur aspect clinique et, en particulier, la part relative prise par chaque tondante dans les lésions.

b) **Les trichophyties de l'adulte**. Dès 1919, Salanoue-Ipin les affirmait fréquentes. Dans les montagnes de Ruanda-Urundi, 10 % des montagnards sont parasités d'après Vanbreuseghem (1957). Il serait intéressant de rechercher systématiquement cette infestation des adultes et de comparer sa fréquence à celle des enfants (14).

B) Discussion sur les espèces de Dermatophytes isolées et leur répartition géographique

Avant d'aborder cette discussion, précisons que nous reconnaissons chez les Dermatophytes les distinctions génériques suivantes :

— *Microsporum* Gruby, 1843 :

Il nous paraît inutile d'abandonner ce vieux nom de genre pour *Sabouraudites* Ota et Langeron, 1923.

— *Trichophyton* Malmsten, 1845 :

Bien que nous ayons souhaité antérieurement le maintien au moins provisoire du genre *Achorion* Lebert, 1843, nous jugeons préférable à la réflexion d'y renoncer, suivant en cela l'exemple de la quasi-totalité des mycologues ; quant au genre *Langeronia* Vanbreuseghem, 1950, son individualisation nous paraît très insuffisamment établie, et nous le considérons comme synonyme de *Trichophyton*.

— *Ctenomyces* Eidam, 1880 :

Nous acceptons de ranger dans ce genre les anciens *Trichophyton microides* de Sabouraud.

— *Epidermophyton* Lang, 1879.

(14) A Marseille, Ranque et Temime (1957) ont fait une statistique sur des sujets Nord-Africains et trouvé les pourcentage d'infestation suivants : 8,7 % chez les enfants (9.444 examinés) et 0,4 % chez les adultes (8.900 examinés).

En ce qui concerne les espèces valides, nous partageons généralement les conceptions américaines issues en particulier des recherches d'Emmons, de Georg et de Conant et qui ont succédé à un très important travail publié en 1934 par le premier auteur cité. Toutefois, lorsque les anciennes espèces tombées en synonymie étaient bien décrites et, de ce fait, parfaitement reconnaissables, il nous semble préférable, afin d'être plus précis et de ménager l'avenir, de les maintenir en tant que variétés ou que formes culturelles à l'intérieur de l'espèce « collective » (par exemple, *Ctenomyces mentagrophytes*, variété *granulosum* ou variété *interdigitale*).

Compte tenu des remarques précédentes et des synonymies généralement acceptées, nous avons, dans le tableau II, modifié comme suit certaines appellations des auteurs cités : le genre *Sabouraudites* est mis en synonymie avec *Microsporum*, les genres *Langeronia* et *Favotrichophyton* avec *Trichophyton* ; *Microsporum felineus* correspond à *M. canis* ; *Achorion schoenleini* devient *Trichophyton schoenleini*, *Achorion gypseum* est appelé *Trichophyton gypseum* et *T. circonvolutum* est rapporté à *T. tonsurans* ; *Microsporum ferrugineum*, pour sa part, est transporté dans le genre *Trichophyton*, tandis que *Trichophyton mentagrophytes* passe dans le genre *Ctenomyces* ; nous considérons *Trichophyton viannei* comme l'un des multiples aspects culturels de *Ctenomyces mentagrophytes* ; *Epidermophyton cruris* et *Trichophyton discoides* deviennent respectivement *E. floccosum* et *T. verrucosum* (15).

Ce premier travail effectué, nous restons en présence de nombreuses espèces dont l'importance, il est vrai, est très inégale. Il y a peu de commentaires à faire sur les espèces des deux genres monotypes *Ctenomyces* et *Epidermophyton* : *C. mentagrophytes* et *E. floccosum* sont cosmopolites ; leur découverte se multipliera, selon toute vraisemblance, au fur et à mesure que les auteurs s'intéresseront à l'étude des dermatophyties des téguments dits « glabres » et plus spécialement aux lésions d'Athlete's foot. Par contre, les espèces des genres *Trichophyton* et *Microsporum* méritent de retenir plus longtemps notre attention.

1) CONSIDÉRATIONS SUR LES ESPÈCES DU GENRE *Trichophyton*

Nous n'insisterons pas sur *T. schoenleini*. Nous avons déjà été amenés à évoquer les problèmes intéressant ce dermatophyte en traitant du Favus et nous avons mis l'accent, après Vanbreuseghem

(15) Nous avons modifié certaines autres diagnoses des auteurs ; on lira la brève justification de ces modifications dans les notes du Tableau II.

(1957), sur les confusions que peut entraîner le polymorphisme de certains *Trichophyton*.

Quant à *T. concentricum*, agent du Tokelau, son importance est assez mince, car il y a peu de chance que des recherches ultérieures confirment le travail de Poindexter au Libéria, et il n'a été, par ailleurs, isolé que cinq fois en Afrique du Sud.

T. ferrugineum est une espèce d'un intérêt capital, qu'on a jusqu'ici signalée parmi les agents des Microspories au Congo Belge et au Cameroun où son rôle est prédominant, au Nigéria où il représente encore 13 % des dermatophytes isolés dans les Microspories et en Haute-Volta où il semble beaucoup moins fréquent. Il est vraisemblable qu'il sera retrouvé dans la plupart des pays africains qui avoisinent les précédents lorsque les investigations auront été plus poussées. Il paraît, par contre, être rare en Afrique du Sud où il n'a été isolé qu'une seule fois de plus de 200 Microspories (lettre de Lurie du 16 juillet 1958) ; cependant, la statistique de Lurie concernant les dermatophytes intéresse les Blancs (274) beaucoup plus que les Noirs (54), et des recherches ultérieures peuvent considérablement modifier l'impression qui se dégage actuellement des travaux de cet auteur.

T. rubrum est une espèce cosmopolite responsable de nombreuses lésions cutanées et on peut répéter à son propos ce qui a été dit plus haut pour *C. mentagrophytes* et *E. floccosum*. Au Nigéria, cette espèce a été mise en évidence dans 60 à 66 % des cas de dermatophyties de la peau « glabre » (Clarke et Walker, 1953) (16). Elle n'est pas rare au Congo Belge et elle existe au Cameroun, en Angola et en Afrique du Sud. Elle détermine parfois des tondantes trichophytiques (Haute-Volta, Angola). De l'avis personnel de Vanbreuseghem, en 1957, il est probable qu'il convient de rattacher à cette espèce extrêmement polymorphe la souche atypique qu'il décrit en 1949 (17) sous le nom de *T. rodhaii* et qu'il eut ensuite l'occasion d'isoler plusieurs fois.

A l'origine de certaines tondantes trichophytiques, sous des formes culturelles variées et généralement plus vivaces que les souches européennes, on rencontre *Trichophyton tonsurans* dans plusieurs territoires et, sous réserve que les diagnoses des auteurs soient

(16) Deux formes culturelles apparemment stables sont isolées par Clarke et Walker ; la plus fréquemment rencontrée est cratériforme, poudreuse et riche en macroconidies ; la seconde est cotonneuse, forme de nombreuses microconidies, mais seulement occasionnellement des macroconidies. C'est à ce type de culture que se rapportaient les deux souches que nous avons isolées de Haute-Volta.

(17) On retrouvera sa description in Vanbreuseghem, 1950.

exactes, on peut supposer cette espèce présente partout. Cependant, les cas d'infestation semblent jusqu'ici assez rares. Sans qu'on ne puisse rien affirmer, il est vraisemblable que ces souches soient autochtones (sauf en Afrique du Sud où les deux sujets parasités sont des Blancs). Il est possible d'ailleurs que des enquêtes ultérieures dans de nouveaux territoires montrent que, dans certains d'entre eux, *T. tonsurans* est beaucoup plus fréquent (18).

Quant à *T. violaceum*, agent presque exclusif des Trichophyties du Nord de l'Afrique, il est beaucoup moins répandu en Afrique Noire. Vanbreuseghem (1950), cependant, l'a cultivé de nombreuses fois au Congo Belge où, avec sa variété blanche, il est à l'origine de 80 % des Trichophyties. Il existe aussi en Afrique du Sud où il parasite des sujets de race blanche et de race noire. Il est concurrencé partout ailleurs par diverses espèces : *T. yaoundei* est le dermatophyte le plus fréquemment isolé au Cameroun. *T. gourvili* existe au Sénégal, au Soudan Français, en Haute-Volta et au Togo, territoires groupés au nord-ouest de l'Afrique Noire. Sa fréquence en Haute-Volta est particulièrement notable puisque nous l'avons isolé trois fois plus souvent que *T. soudanense*. Cette dernière espèce occupe d'ailleurs une place toute particulière dans l'étiologie des Trichophyties. Il est en effet le plus largement répandu des *Trichophyton* d'Afrique Noire. Il ne paraît faire défaut qu'en Afrique du Sud et au Soudan (ce dernier territoire étant en réalité bien peu étudié). Il constitue parfois la seule espèce isolée des lésions trichophytiques, comme en Guinée Française et en Angola (à trois souches de *T. tonsurans* près pour l'Angola) (19).

Le tableau IV et la carte A (19^{bis}) illustrent, telles qu'on peut se les représenter actuellement, la répartition géographique et l'importance relative des principaux *Trichophyton* en Afrique Noire (la carte A est limitée aux principales espèces qui déterminent des Trichophyties).

(18) Des différences considérables dans la fréquence de ce dermatophyte ont, en effet, déjà été notées dans le nord de l'Afrique. C'est ainsi qu'en Tripolitaine, *T. tonsurans* a été isolé 27 fois et *T. violaceum* 59 fois (Lapidus, 1950), alors qu'en Tunisie, par exemple, *T. tonsurans* est beaucoup plus rare, puisque 17 souches seulement furent observées contre 1.058 souches de *T. violaceum* (Coutelen et coll., 1956).

(19) Cf. note 2 du Tableau II E concernant la diagnose en Angola des souches étiquetées *T. ferrugineum* par Salazar Leite et coll. (1947).

(19^{bis}) C'est par erreur que *Trichophyton gourvili* est figuré sur cette carte comme étant connu en Guinée.

TABLEAU IV. — Les principaux Trichophyton isolés en Afrique noire (*)

PAYS	<i>T. soudanense</i>	<i>T. gourvili</i>	<i>T. yaoundei</i>	<i>T. violaceum</i>	<i>T. tonsurans</i>	<i>T. rubrum</i>	<i>T. ferrugineum</i>	<i>T. schoenleinii</i>
Sénégal	5	1			1			
Soudan français.	11	3		1				
Guinée française.	38							
Haute-Volta	23	64			1	2	4	
Togo	2	2						
Dahomey	4				2			
Nigéria	+					+	+	+
Tchad	1							
Soudan (ex-anglo-égyptien)					+			+
Cameroun	159		250			1	64	
Moyen-Congo ...	3							
Congo belge	25			107		13	231	+
Angola	71				3	1		
Afr. du Sud (***)				18		2	1	12

(*) Les chiffres expriment le nombre de souches isolées (calculé d'après les travaux résumés dans le Tableau II).

(**) N'a pas été cultivé à partir des cas de Favus signalés mais existe très vraisemblablement en raison du voisinage de l'Égypte et des brassages de population.

(***) Chez les sujets noirs seulement.

2) CONSIDÉRATIONS SUR LES ESPÈCES DU GENRE *Microsporum*

Les espèces du genre *Microsporum* isolées en Afrique Noire nous paraissent poser un problème assez ardu. Une première difficulté provient de ce que les déterminations des auteurs ne sont pas systématiquement comparables parce qu'elles se ressentent nécessairement de facteurs subjectifs et de conceptions taxonomiques qui ne nous sont pas toujours connues. Et, dans ces conditions, l'analyse critique, fréquemment malaisée en matière de dermatophytes, devient impossible lorsque la diagnose se limite à une appellation spécifique que n'étaye pas un commentaire.

Quelques-uns d'entre nous (Cochet et coll., 1957) ont suggéré de rassembler les *Microsporum* sous le binôme *M. audouini*, à l'intérieur duquel subsisteraient en tant que variétés *M. audouini* anthrophile et *M. canis* (20) zoophile. Ils avaient été incités à cette proposition par l'isolement au Cameroun de souches apparentées à *M. audouini*, mais en différant par leur aspect macroscopique d'ailleurs assez variable et par l'existence, dans certaines souches au moins, de fuseaux en nombre inhabituel pour cette espèce. Ils n'avaient guère été tentés de créer une espèce nouvelle pour ces souches qui semblaient se situer entre *M. audouini* et *M. canis*, plus proches cependant à leur avis de la première citée (21).

Considérons maintenant les faits publiés en Afrique Noire où les espèces suivantes ont été citées par les auteurs : *M. audouini* (Sénégal, Soudan Français, Guinée Française, Haute-Volta, Togo, Nigéria, Cameroun, Moyen-Congo, Angola, Afrique du Sud) (22) ; *M. langeroni*, *M. rivalieri*, *M. catanei* (ces trois espèces isolées seulement au Congo Belge par Vanbreuseghem) ; *M. canis* (= *M. felineum*)

(20) Cochet et coll. (1957) ajoutaient *M. gypseum*. En fait, ce dermatophyte est bien caractérisé ; il ne semble pas exister de souches intermédiaires entre *M. canis* et lui ; par conséquent, et jusqu'à preuve du contraire, il semble donc plus sage de la considérer comme une bonne espèce.

(21) Apportent peut-être une justification complémentaire à ce point de vue, un certain nombre d'observations qui montrent que la distinction entre *M. audouini* et *M. canis* n'est pas toujours aussi tranchée qu'on le présente à l'accoutumée : c'est ainsi que Catanei (1939 c) a déterminé chez le cobaye une teigne expérimentale par inoculation d'une souche de *M. audouini* de type *tardum* de Sabouraud (1910) qu'il avait isolé d'une microsporidie du Soudan Français ; que Kaplan et Georg (1957) ont publié récemment le cas d'un chien contaminé par deux enfants porteurs d'une teigne à *M. audouini*, et que Vogel et Timpe (1957) ont vu le même parasite à l'origine d'une teigne spontanée d'un cobaye. D'autre part, Hare, en 1952, a isolé chez un enfant de Grande-Bretagne une souche de *M. audouini* qui produisait de nombreuses macroconidies. Avant lui, Scully et Kligman (1951) avaient cultivé, à partir des lésions cutanées d'un singe, un dermatophyte qui ressemblait à *M. audouini* mais produisait de nombreuses macroconidies typiquement constituées.

(22) *M. audouini* n'a été isolé que de sujets de race blanche.

(Sénégal, Angola, Afrique du Sud) (23) ; *M. obesum* (Dahomey, Togo, Cameroun). En apparence, la situation est relativement simple. On se trouve en présence d'une part de *M. audouini* et d'espèces satellites (*M. langeroni*, *M. rivalieri*, *M. catanei* (24), toutes très vraisemblablement anthropophiles), et, d'autre part, d'une unique espèce zoophile, *M. canis*, dont *M. obesum* ne constituerait qu'un synonyme. Il est cependant utile de préciser un certain nombre de faits :

1° Les deux souches de *M. audouini* isolées par Courmont en 1896 sur des enfants sénégalais différaient des souches classiques par la vivacité de leur culture. Nous-mêmes avons intitulé *M. audouini* cinq souches en provenance de Dakar et n'avons rectifié notre diagnostic (*M. canis*) qu'après examens microscopiques répétés et surtout après cultures sur riz. Les souches isolées à Lagos (Nigéria) par Clarke et Walker (1953) ne correspondaient pas aux souches classiques, mais étaient, suivant ces auteurs, très semblables à la souche de Hare (1952), à laquelle nous avons fait allusion plus haut (note 21, p. 720).

2° La mise en synonymie de *M. obesum* et *M. canis* par Conant (1945) est postérieure à la publication des travaux de Catanéi (1939). Or, nous ignorons si Catanéi aurait accepté d'identifier à *M. canis* les souches isolées par lui au Dahomey, au Togo et au Cameroun.

3° Catanéi (1939) a dénommé *M. obesum* les sept cultures de *Microsporum* provenant de prélèvements de tondantes microsporiques récoltées à Yaoundé. Les 31 souches de *Microsporum* étudiées par nous provenaient de cette ville et de ses environs ; elles étaient toutes très semblables, et nous les avons considérées comme une variété locale de *M. audouini*. En tout cas, elles étaient nettement plus proches de *M. audouini* que de *M. canis*. Des travaux en cours (en collaboration avec G. Duc) nous permettent d'ailleurs de confir-

(23) *M. canis* a été isolé chez des sujets de race blanche et de race noire.

(24) *M. rivalieri* a été décrit par Vanbreuseghem en 1951 à partir d'une souche unique. Cette souche atypique ressemblait macroscopiquement à *T. tonsurans* et avait la morphologie microscopique de *M. audouini*. *M. catanei* a été nommé par le même auteur (avec Gatti en 1955), mais n'a pas encore été décrit. Vanbreuseghem a eu l'amabilité de préciser, dans une lettre à l'un de nous, que ce champignon est très voisin de *M. langeroni*. Quant à cette dernière espèce, son intérêt est beaucoup plus considérable, car Vanbreuseghem l'a isolée de multiples fois au Congo Belge. Il diffère de *M. audouini* principalement par la production d'un pigment rose très vif, parfois rouge groseille, qui diffuse dans la gélose. Ceci ne nous paraît toutefois pas justifier une nouvelle distinction spécifique, d'autant que certaines souches que nous avons isolées au Cameroun, par exemple, ressemblent fort à *M. langeroni*, mais à ce pigment près. Il est raisonnable de penser que tous ces champignons n'expriment que des variétés géographiques ou des formes culturelles de *M. audouini*.

mer (cultures entreprises sur riz et inoculation aux cobayes) leur affinité à *M. audouini*. Faut-il admettre que nous ayons eu en mains des souches différentes de celles de Catanéi ou s'agit-il d'une différence d'interprétation à propos d'un même matériel ?

4° Cependant, au Togo, Catanéi (1939), sur 20 prélèvements de teignes microsporiques, porte 14 fois la diagnose de *M. obesum* et 6 fois celle de *M. audouini*. Cet auteur a donc été pour ce territoire en présence de deux types de colonies suffisamment distincts pour qu'il n'ait pas été tenté de les confondre, ce qui prend un intérêt tout particulier en raison de la très grande compétence de Catanéi. Rappelons cependant qu'en Haute-Volta, nous avons isolé quelques souches de culture difficile et de développement relativement pauvre qui, macroscopiquement, différaient nettement des autres, mais non microscopiquement, et que Catanéi (1939 c) lui-même a observé des différences notables dans l'aspect des colonies de *M. obesum*, dans le nombre des fuseaux et dans le moment de leur apparition.

Il s'agit donc en définitive de savoir s'il existe effectivement en Afrique Noire, outre *M. audouini* et ses variantes locales, une ou des espèces différentes identiques ou affines à *M. canis*. La présence de cette dernière espèce paraît indiscutable en Afrique du Sud ; Lurie a eu l'obligeance de nous préciser (lettre du 21 avril 1958) que les souches qu'il a isolées étaient typiques et que, dans de nombreux cas, on relevait la présence d'un chien ou d'un chat « galeux » dans la maison des enfants parasités. Mais la population de l'Afrique du Sud est très particulière, car l'apport européen y a été considérable. En Angola, Salazar Leite a posé cette diagnose trois fois ; malheureusement, elle n'est accompagnée d'aucun commentaire. Il est donc bien difficile dans l'état actuel de nos connaissances d'arriver à une conclusion valable. Seule, une étude approfondie et systématique des souches isolées en Afrique Noire, ainsi qu'une collaboration étroite avec quelques confrères médecins-vétérinaires africains, effectuant de façon parallèle une enquête concernant les teignes des animaux domestiques dans les territoires considérés, permettraient peut-être d'apporter une solution définitive à un problème de taxonomie dont l'intérêt théorique est accru par son retentissement épidémiologique.

3) REMARQUES SUR LES ASSOCIATIONS MYCOLOGIQUES

Nous y avons déjà fait allusion plus haut à propos des teignes mixtes, puisque celles-ci ne furent révélées que par la culture des prélèvements effectués. Mais, indépendamment des cas où sont

associés sur une même tête un agent de Microsporie et un agent de Trichophytie, on isole parfois deux dermatophytes déterminant une même forme clinique de teigne. Les associations mycologiques sont encore mal connues et celles qui furent signalées en Afrique Noire sont dues à Catané (1939 a) pour la Guinée Française, à Vanbreuseghem (1950) pour le Congo Belge, à Clarke et Walker (1953) pour le Nigéria, à Cochet et coll. (1957) pour le Cameroun, à nous-mêmes pour la Haute-Volta.

Ont été cultivées jusqu'ici :

- T. soudanense* + *T. gourvili*.
- T. soudanense* + *T. yaoundei*.
- T. soudanense* + *T. ferrugineum*.
- T. soudanense* + *M. audouini*.
- T. gourvili* + *T. ferrugineum*.
- T. yaoundei* + *T. ferrugineum*.
- T. yaoundei* + *M. audouini*.
- T. violaceum* + *T. ferrugineum*.
- T. violaceum* + *M. audouini*.

Nous avons rassemblé dans le tableau V ces diverses associations en fonction des territoires où elles ont été observées. Il est très vraisemblable que l'on en découvrira d'autres au fur et à mesure que seront multipliés les ensemencements de matériel en provenance de l'Afrique Noire. Jusqu'ici, il ne semble pas qu'aient été découverts simultanément deux agents de Microspories (*T. ferrugineum* et *M. audouini*, par exemple).

RÉSUMÉ

Sur 171 prélèvements positifs de cheveux effectués chez des enfants de Haute-Volta, nous avons observé 148 Trichophyties (86,54 %), 21 Microspories (12,8 %) et deux tondantes mixtes, mais aucun Favus. Nous avons utilisé 109 souches qui appartiennent aux espèces suivantes : *Trichophyton gourvili* (64), *T. soudanense* (23), *T. rubrum* (2) et *T. tonsurans* (1), agents des Trichophyties ; *T. ferrugineum* (4) et *Microsporum audouini* (15), agents des Microspories.

Ce travail a été l'occasion d'une revue générale des publications concernant les dermatophyties et les dermatophytes en Afrique Noire. D'une façon générale, il a d'abord mis en évidence les lacunes considérables de notre documentation actuelle et les divergen-

TABLEAU V. — Les associations mycologiques signalées dans les divers territoires d'Afrique noire

<i>T. soudanense.</i>			
<i>T. gourvili.</i>		<i>T. yaoundei.</i>	
Haute-Volta.			
Cameroun.			
			<i>T. violaceum.</i>
Cameroun.			
Congo belge.	Haute-Volta.	Cameroun.	Congo belge.
Haute-Volta. Nigéria. Guinée française.		Cameroun.	Congo belge.
			<i>T. ferrugineum.</i>
			<i>M. audouini.</i>

ces des conceptions taxonomiques des auteurs. Nous nous sommes efforcés d'unifier la nomenclature après avoir discuté les diagnoses lorsque celles-ci nous semblaient critiquables.

Le tour d'horizon que nous avons effectué confirme la rareté du *Favus* dans la plupart des territoires de population noire et met l'accent sur les erreurs possibles dans son diagnostic. Après avoir étudié la répartition des tondantes et les variations de leur fréquence relative suivant les lieux considérés, nous avons exposé la localisation géographique des principaux dermatophytes signalés jusqu'ici par les auteurs. Nous avons enfin pris conscience des difficultés de diagnose des *Microsporum* africains ; macroscopiquement et microscopiquement assez polymorphes, peu caractérisés dans la règle, leurs affinités pour *M. audouini* ou *M. canis* sont difficiles à préciser sans une étude préalable particulièrement approfondie ; dans le cadre de ces travaux sur les *Microsporum*, nous suggérons que soit réalisée chaque fois que possible, parallèlement aux recherches intéressant l'homme, une enquête sur les teignes des animaux familiers, réservoirs éventuels de virus.

BIBLIOGRAPHIE

- BRUMPT (E.), 1949. — *Précis de Parasitologie*, 6^e édition, Paris, Masson et C^{ie}, édit.
- CATANEI (A.), 1933. — Etudes sur les teignes. *Arch. Inst. Pasteur d'Algérie*, XI, p. 267.
- CATANEI (A.), 1939 a. — Premiers résultats d'une étude des teignes dans les colonies françaises. *Bull. Soc. Path. Exot.*, XXXII, p. 247.
- CATANEI (A.), 1939 b. — Sur la répartition des différentes espèces de champignons des teignes de l'homme en Afrique. *Arch. Inst. Past. d'Algérie*, XVII, p. 613.
- CATANEI (A.), 1939 c. — Etude des teignes du cuir chevelu dans les colonies françaises. *Arch. Inst. Pasteur d'Algérie*, XVII, p. 47.
- CHALMERS (A. J.) et MARSHALL (A.), 1914. — *Tinea capitis tropicalis* in the Anglo-Egyptian Sudan. *Journ. Trop. Med. and Hyg.*, XVII, p. 257.
- CLARKE (G. H. V.) et WALKER (J.), 1953. — Superficial fungus infections in Nigeria. *Journ. Trop. Med. and Hyg.*, LVI, p. 117.
- COCHET (G.) et DOBY-DUBOIS (M.), 1957. — Contribution à la connaissance des teignes infantiles du Cameroun (Note préliminaire). *Semaine des Hôpitaux*, XXXIII, p. 2980.
- COCHET (G.), DOBY-DUBOIS (M.), DEBLOCK (S.), DOBY (J. M.) et VAIVA (C.), 1957. — Contribution à la connaissance des teignes infantiles du Cameroun. *Annales de Parasit. hum. et comp.*, XXXII, p. 580.
- CONANT (N. F.), SMITH (D. T.), BAKER (R. D.), CALLAWAY (J. L.) et MARTIN (D. D.), 1945 (1^{re} édit.) et 1954 (2^e édit.). — *Manual of Clinical Mycology*, Philadelphia, W. B. Saunders edit.
- COUDERT (J.), 1955. — *Mycologie médicale*, Paris, Masson édit.

- COURMONT (P.), 1896. — Etude clinique et expérimentale sur quelques types nouveaux de teignes exotiques. *Arch. de Méd. Trop.*, VIII, p. 700.
- COUTELEN (F.), COCHET (G.), BIGUET (J.), MULLET (S.), DOBY-DUBOIS (M.) et DEBLOCK (S.), 1956. — Contribution à la connaissance épidémiologique et mycologique des teignes infantiles de Tunisie. *Ann. de Parasit. hum. et comp.*, XXXI, p. 449.
- DE MELLO (F.), 1917-1918. — *Trichophyton viannei* n. sp. The infecting agent in a case of dermatomycosis. *The Indian Journ. of Med. Research*, V, p. 222.
- DE MELLO (F.) et PAES (S.), 1923. — Sur un *Trichophyton* à culture faviforme, agent d'une teigne du cuir chevelu. *Rev. Méd. de Angola*, IV, p. 505.
- DODGE (C. W.), 1936. — *Medical Mycology*, London, H. Kimpton edit.
- DOUPAGNE (P.), 1957. — Athlete's foot au Congo Belge chez les militaires autochtones. *Ann. Soc. Belge de Méd. Trop.*, XXXVII, p. 245.
- EMMONS (C. W.), 1934. — Dermatophytes. Natural grouping based on the form of the spores and accessory organs. *Archiv. Derm. Syphil.*, XXX, p. 337.
- GEORG (L. K.), 1956. — Studies on *Trichophyton tonsurans*. I. The taxonomy of *T. tonsurans*. *Mycologia*, XLVIII, p. 65.
- HARE (P. J.), 1952. — A strain of *Microsporum audouini* producing numerous macroconidia on culture. *The British Journ. of Dermatology*, LXIV, p. 236.
- HAZEN (H.), 1914. — Personal observations upon skin diseases in the american negro. *Journ. Cutan. Dis.*, XXXII, p. 705.
- HAZEN (H.), 1935. — Syphilis and skin diseases in the american negro : personal observations. *Archiv. Derm. and Syph.*, XXXI, p. 316.
- HURIEZ (C.), BIGUET (J.), COCHET (G.), MULLET (S.) et DOBY-DUBOIS (M.), 1957. — Epidémiologie des teignes infantiles dans le Nord de la France depuis 1946. *Semaine des Hôpitaux de Paris*, XXXIII, p. 2046.
- JEANSELME (E.), 1904. — *Cours de Dermatologie Exotique*, Paris, Masson et C^{ie} éd.
- JOYEUX (C.), 1912. — Sur le *Trichophyton soudanense* n. sp. *C.R. Soc. Biol.*, LXXIII, p. 15.
- KAPLAN (W.) et GEORG (L. K.), 1957. — Isolation of *Microsporum audouini* from a dog. *The Journ. of Investigative Dermatology*, XXVIII, p. 313.
- LANGERON (M.) et VANBREUSEGHEM (R.), 1952. — *Précis de Mycologie*, Paris, Masson et C^{ie} édité.
- LAPIDUS (R.), 1950. — *Les teignes en Tripolitaine*, thèse Doct. Méd. Paris.
- LOEWENTHAL (L. S. A.), 1939. — Diseases of the skin in the negroes. *Journ. of Trop. Med. and Hyg.*, XLI, p. 189, et XLII, p. 20.
- LURIE (H. I.), 1955. — Fungal diseases in South-Africa. *South African Med. Journ.*, XXIX, p. 186.
- MITCHELL (J. A.) et ROBERTSON (G. W.), 1924. — « Witkop » or « Dikwakwadi » in Bechuanaland natives. Report of investigation. *South African Med. Journ.*, XX, p. 122.
- PAES (S.), 1923. — Nouvelle contribution à l'étude des dermatomycoses d'Angola. *1^{er} Congrès de Méd. Trop. de l'Afrique Occidentale*, Loanda.
- PETGES (G.) et LECOULANT (P.), 1937. — Teigne d'origine africaine (région du Tchad) chez un enfant de 22 mois, à parasite rappelant le *Microsporum ferrugineum* Ota, 1921. Essai d'identification. *Ann. Dermat. et Syph.*, VIII, p. 447.
- FLJPER (A.), 1918. — *Tinea imbricata* in South Africa. *Journ. of Trop. Med. and Hyg.*, XXI, p. 45.
- POINDEXTER (H. A.), 1949. — A laboratory epidemiological study of certain infection diseases in Liberia. *Amer. Journ. of Trop. Med.*, XXIX, p. 435.

- RANQUE (J.) et TEMIME (P.), 1957. — Etat actuel des dermatomycoses dans la région marseillaise, *Semaine des Hôpitaux de Paris*, XXXIII, p. 2290.
- RODHAIN (J.), 1943. — Quelques données au sujet des teignes de Mayumbe. *Ann. Soc. Belge de Méd. Trop.*, XXIII, p. 63.
- RODHAIN (J.), 1943. — Documents complémentaires au sujet des teignes au Mayumbe. *Ann. Soc. Belge de Méd. Trop.*, XXIII, p. 257.
- SABOURAUD (R.), 1894. — *Les Trichophyties humaines*, Paris, Rueff et C^{ie} édit.
- SABOURAUD (R.), 1910. — *Maladie du cuir chevelu*. III. *Les maladies cryptogamiques*. *Les Teignes*. Paris, Masson et C^{ie} édit.
- SALANOUÉ-IPIN (H.), 1919. — In LOEWENTHAL, 1939.
- SALAZAR LEITE (A.), 1949. — Aspecto da Micologia medica em Angola. *Journal de Medico*, XIV, p. 199.
- SALAZAR LEITE (A.) et BASTOS DA LUZ (I. V.), 1950. — Estudos sobre os agentes causais de tinhas em nativos africanos de raça negra. *Instit. de Med. Trop. Dermatologia e Mycologia Tropicais. II: Congresso Luso-Espanhol de Dermatologia*, Lisboa.
- SALAZAR LEITE (A.), BASTOS DA LUZ (I. V.) et DE MEIRA (M. T. V.), 1947. — Relatório de Missão Medica do instituto de Medicina Tropical a Angola em 1945. *Anais de Inst. Med. Trop.*, IV, p. 465.
- SALAZAR LEITE (A.) et RE (L.), 1955. — Contribution à l'étude ethnologique des populations africaines. *Arch. Inst. Pasteur d'Algérie*, XXXIII, p. 344.
- SCULLY (J. P.) et KLIGMAN (A. M.), 1951. — Coincident infection of a human and an anthropoid with *Microsporum audouini*. *Arch. Dermat. and Syph.*, LXIV, p. 495.
- SEGRETAINE (G.), 1947. — Sur un *Trichophyton rubrum* d'origine africaine. *Ann. de l'Inst. Pasteur*, LXXIII, p. 395.
- SMITH (E. C.), 1932. — *An Atlas of skin Diseases in the Tropics*, London.
- VANBREUSEGHEM (R.), 1950. — Diagnose et systématique des Dermatophytes. Contribution à la connaissance des teignes au Congo Belge. *Ann. Soc. Belge de Méd. Trop.*, XXX, p. 865.
- VANBREUSEGHEM (R.), 1951. — Sur un nouveau dermatophyte isolé au Congo Belge, *Sabouraudites rivalieri* n. sp. *Arch. belges de Derm. et Syph.*, VII, p. 109.
- VANBREUSEGHEM (R.), 1955. — Le Congo Belge et la mycologie médicale. *Mémoires Acad. Roy. Sc. Col.*, I, p. 1 (*).
- VANBREUSEGHEM (R.), 1957. — *Tinea capitis* and african histoplasmosis in the belgian Congo. *Trans. of the New York Acad. of Sciences*, série II, XIX, p. 622.
- VANBREUSEGHEM (R.) et GATTI (F.), 1955. — Enquête sur l'incidence des teignes du cuir chevelu chez les indigènes du Congo Belge. *Ann. Soc. Belge de Méd. Trop.*, XXXV, p. 805.
- VOGEL (R. A.) et TJMPE (A. M.), 1952. — Spontaneous *Microsporum audouini* infection in a guinea pig. *The Journ. of Investigat. Dermat.*, XXVIII, p. 311.
- ZIEMANN (H.) et SKLARECK (B.), 1932. — *Jadassohn's Handbuch der Haut und Geschlechts-Krankheiten*, XII, p. 499, in LOEWENTHAL, 1939.

(*) On trouvera dans cette publication toutes les références des Travaux de Vanbreuseghem antérieurs à 1955 et ayant trait à la pathologie mycologique du Congo Belge.

(Travail de la Chaire de Zoologie et Parasitologie
de la Faculté de Médecine de Lille. Professeur : J. BIGUET)

NOTES ET INFORMATIONS

***Hyalomma anatolicum* Koch 1844, chez un Oiseau, à Richelieu (Indre-et-Loire).**

Le transport de larves et de nymphes de *Hyalomma* par les Oiseaux migrateurs a été signalé à plusieurs reprises, et en particulier tout récemment par Cerny et Balat (1957) en Tchécoslovaquie, et par Hoogstraal et Kaiser (1958) en Egypte. Nous pensons cependant qu'il peut être utile de rapporter l'observation suivante, car le lieu de récolte [Richelieu (Indre-et-Loire)] est la station la plus septentrionale connue pour un *Hyalomma* en France.

Il s'agit d'une nymphe fixée sur la tête d'un *Anthus trivialis* (L.), tué le 1^{er} avril 1958. Cette nymphe était relativement bien gorgée, et, mise en élevage, elle a mué pour se transformer en femelle de *Hyalomma*.

La détermination, due à l'amabilité du D^r P.-C. Morel, est *Hyalomma excavatum* ; Morel nous indique en outre que : « D'après la forme de son orifice génital, elle se rattacherait à la forme typique *excavatum* possible dans le Sud-Ouest de la France, et non à la forme *lusitanicum* de la côte méditerranéenne. » Donc, d'après l'additif à la note sur les *Hyalomma* de Morel (cf. p. 555), la détermination devient : *H. anatolicum anatolicum* Koch 1844.

D'après les renseignements qui nous ont été fournis aimablement par M. Dorst, l'Oiseau provient probablement d'Afrique : « Cet Oiseau est un migrateur vrai, qui fréquente toute l'Afrique tropicale, jusqu'en Afrique du Sud. Dans la partie occidentale de ce continent, il ne fréquente cependant pas des districts situés au Sud du Cameroun. Les dates de retour en Europe sont très variables, car la migration de retour s'échelonne sur une longue période. La plupart des migrateurs voyagent de mars à mai, le voyage de retour étant bien entendu rapide dans la plupart des cas. » Mais la détermination ne permet pas d'affirmer l'origine africaine du parasite, et Morel a pris soin de nous préciser : « Le parasite n'est pas obligatoirement une introduction d'Afrique du Nord, mais la mention la plus septentrionale connue jusqu'à ce jour en France d'un *Hyalomma* du groupe *excavatum* », c'est-à-dire, maintenant, du groupe *anatolicum*.

Cependant, nous ne partageons pas entièrement l'avis de Morel (1959) lorsqu'il écrit : « Il y a grande chance que l'espèce soit très anciennement établie en France, mais qu'elle n'ait jamais été mise en évidence du fait de la rareté des collecteurs. » En effet, *H. lusitanicum* Koch 1844 (mentionné auparavant comme *H. excavatum*) est, depuis plusieurs années, extrêmement abondant en Camargue.

Il est possible, lorsque l'on marche dans certaines stations (bois des Rièges, en septembre 1948, etc...), de voir des centaines de *Hyalomma*

adultes à jeun, qui se dégagent du sable et courent à la surface, comme si l'ébranlement du sol suffisait à déterminer leur activité. Or, la Camargue a été parcourue depuis de nombreuses années par plusieurs parasitologistes, et en particulier par Emile Brumpt, qui n'aurait certainement pas manqué de recueillir l'espèce s'il l'avait rencontrée.

Nous avons donc plutôt tendance à croire que, dans le cas particulier des *Hyalomma*, le manque de références, avant la découverte de Desportes en 1947, est due à l'absence réelle du parasite, plutôt qu'à la rareté des collecteurs.

Nous devons cependant ajouter que la fréquence des *Hyalomma* peut être variable, car elle semble sous la dépendance d'hôtes favorables aux larves et aux nymphes. C'est ainsi que M. Georges Blanc (1958) nous a signalé que dans la forêt de Nefifik, au Maroc, les *Hyalomma*, qui étaient excessivement abondants tant qu'il y a eu des lapins (*Orietolagus cuniculus*), sont devenus relativement rares depuis la disparition presque complète de ces rongeurs.

Si le phénomène du transport des *Hyalomma* par les Oiseaux est extrêmement courant, il est vraisemblable que Morel a raison, et que les espèces actuellement rencontrées sont sur place depuis très longtemps et qu'elles existent déjà, partout où elles rencontrent des conditions favorables à leur multiplication ; mais, si ce transport par l'Oiseau n'est qu'un phénomène relativement exceptionnel, on peut concevoir l'extension de leur habitat à des zones actuellement indemnes.

Il est difficile d'apprécier la fréquence de ces transports à longue distance, même avec les excellentes bibliographies données par Hoogstraal (1956) et par Cerny et Balat. Il est en tout cas curieux de constater que *Anthus trivialis* est précisément l'espèce sur laquelle Cerny et Balat ont trouvé à deux reprises des nymphes de *Hyalomma plumbeum* (Panz 1795), c'est-à-dire, dans la nomenclature de Hoogstraal, *H. marginatum* Koch 1844.

A.-G. CHABAUD et Y. CAMPANA-ROUGET.

RÉFÉRENCES

- BLANC (G.), 1958. — Communication personnelle.
CERNY (V.) et BALAT (F.), 1957. — A case of introduction of *Hyalomma plumbeum* (Panz.), 1795 (*Ixodidae*) by birds into the territory of C.R.S. (Czechoslovakia). *Zool. Zh.*, XX, 81-83. Traduction (T. 7) très aimablement fournie par les services du Dpt. of Med. Zool. U.S. Naval medical Unit n° 3.
DORST (I.), 1958. — Communication personnelle.
HOOGSTRAAL (H.), 1956. — *African Ixodoidea*, vol. I. Ticks of the Sudan, 1191 pp.
HOOGSTRAAL (H.) et KAISER (M. N.), 1958. — Observations on egyptian *Hyalomma* ticks (*Ixodoidea*, *Ixodidae*). Parasitism of migrating birds by immature *H. rufipes* Koch. *Ann. Entomological Soc. America*, LI, 12-16.
MOREL (P. C.), 1958. — a. Communication personnelle.
MOREL (P. C.), 1959. — b. Les *Hyalomma* (*Acariens*, *Ixodidae*) de France. *Ann. Parasit.*, XXXIV, 552-555 + additif à cette note.

Institut de Parasitologie, Faculté de Médecine de Paris.
Dir. Prof. H. Galliard.

Répartition de *ORNITHODOROS CONICEPS* (Canestrini, 1890).

Nous avons ici l'exemple d'un parasite qui pouvait passer pour rare, même assez longtemps après sa découverte. Il doit s'agir en fait d'une espèce assez fréquente auprès de son hôte d'élection, le Pigeon, dans une région précise, le Bassin méditerranéen.

Canestrini (1890) le trouve et le décrit de Venise, sur les pigeons de la cathédrale Saint-Marc. Guitel (1917), puis Brumpt (1922) le signalent du département de l'Aude, sans en préciser la localité. Les exemplaires de la collection Brumpt que j'ai examinés (tous les stades dans les lots primitifs et dans des lots issus d'élevage) proviennent de La Rouquette (26 septembre 1927), à 10 km. de Castelnaudary. Roman et Nalin (1948) décrivent l'invasion d'une habitation par ces Ornithodores, en provenance d'un pigeonnier, au Revest-des-Brousses [Forcalquier (Basses-Alpes)], déterminant chez l'homme un prurit intense et un œdème étendu. J'ai recueilli ce même parasite au Castillet, à Perpignan (19 avril 1957), entre les briques des meurtrières où nichent des pigeons. On doit enfin ajouter à cette liste de références concernant la France celle de l'*Argas reflexus*, de Lamontellerie (1954), rencontré dans un pigeonnier de La Croix-Blanche (Lot-et-Garonne), dont la photographie montre qu'il est en réalité *O. coniceps* (p. 4 et 105).

Entre temps, divers auteurs le signalaient hors de France. Gil Collado (1947) à Madrid, Martial et Senevet (1921) à Fez (Maroc), Blanc et Maurice (1950) à Si Allal Tazi (Maroc), Colas-Belcour (1929) à Tunis, sur pigeons, et *Vespertilio kühli*. Ce même auteur en a reçu des exemplaires de l'île Zembra (Tunis), recueillis par le Dr Vermeil (communication orale). Pour terminer, mentionnons qu'il est présent en Palestine : Theodor (1932) : Kalendieh ; Jordanie : Babudieri (1954) ; Nablus, Davis et Mavros (1956) : Nablus.

La référence de Birula (1895 : mer d'Aral) semble douteuse, si bien que par la suite les auteurs soviétiques n'ont jamais mentionné l'espèce comme appartenant à la faune de l'U.R.S.S. (Olenev, 1931 ; Pomerantzev, 1950).

Hobart et Whalley (1954) signalent de Puffin Island [N. Wales (Grande-Bretagne)] un Ornithodore du groupe *talaje*. Il peut s'agir de *O. coniceps*, dont ce serait à ce jour la référence la plus septentrionale (le Pigeon bizet est présent en Angleterre), à moins que la trouvaille se rapporte à *O. capensis* Neumann, 1899, surtout connu de l'hémisphère austral, mais également du Mexique, des îles Hawaï et du Japon (Kohls, 1957), en ce qui concerne l'hémisphère boréal. Thompson et Arthur (1956), Thompson (1957), signalent ce même Ornithodore, sans préciser davantage sa position systématique, sur des Oiseaux marins de Skockholm et Lundy Island (Grande-Bretagne).

O. capensis est un parasite des Oiseaux de mer ; il n'y a pas lieu de

s'étonner de sa parenté (que certains auteurs ont pu estimer une similitude) avec *O. coniceps* des Pigeons. On a exactement le même parallélisme entre *Ixodes caledonicus* Nuttall, 1910, des Pigeons bizet, et les espèces parasites d'Oiseaux de mer, tels que *I. signatus* Birula, 1895, *I. auritulus* Neum., 1904, *I. rotschildi* Nuttall et Warburton, 1911. Il faut ajouter qu'à l'état sauvage le Pigeon bizet niche la plupart du temps dans les falaises proches de la mer.

P.-C. MOREL.

BIBLIOGRAPHIE

- BABUDIERI (B.) (1954). — Survey on relapsing fever in Jordan. Preliminary report. WHO (Alexandria), EM/Epid/3 (Jordan 12), mimeographed, 5 pp. (in Hoogstraal, 1956).
- BIRULA (A.) (1895). — *Ixodidae* novi vel parum cogniti Musei Zoologici Academiae Caesaræ Scientiarum Petropolitinae. *Bull. Acad. Sci. St-Petersb.*, sér. 5, II, (4), 353-364.
- BLANC (G.) et MAURICE (A.) (1950). — Présence d'*Ornithodoros coniceps* à Si Allal Tazi. *Rap. Inst. Pasteur Maroc*, 1949, 9-10.
- BRUMPT (E.) (1922 et éditions suivantes). — *Précis de Parasitologie*, Paris (Masson éd.).
- CANESTRINI (G.) (1890). — *Prospecto dell'acarofauna italiana*, IV, Padova, pp. 427-540.
- COLAS-BELCOUR (J.) (1929). — Présence d'*Ornithodoros coniceps* en Tunisie. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, XVIII, (3-4), 265-267.
- DAVIS (G. E.) et MAVROS (A. J.) (1956). — Concerning the life cycle of *Ornithodoros coniceps* (Canestrini, 1890) (*Ixodoidea Argasidae*). *J. Egypt. publ. Hlth. Ass.*, XXXI, (1), 55-59.
- GIL COLLADO (J.) (1947). — Hallazgo en España del *Ornithodoros coniceps* Canestrini. *Rev. Sanid. Hig. públ.*, XXI, (3), 229-232.
- GUITEL (F.) (1918). — La station entomologique de la Faculté des Sciences de Rennes en 1917. *Insecta*, VIII, (85-96), 177-181.
- HOBART (J.) et WHALLEY (P. E. S.) (1954). — Occurrence of a species of *Ornithodoros* in Britain. *Nature*, 174, (4437), 936.
- KOHL (G. M.) (1957). — *Insects of Micronesia. Acarina : Ixodoidea*. Honolulu (Hawaii), III, (3), 85-104.
- LAMONTELLERIE (M.) (1954). — *Les Ixodoides du Sud-Ouest de la France*. Bordeaux (E. Drouillard éd.), 145 pp.
- MARTIAL (R.) et SENEVET (G.) (1921). — Présence à Fez d'*Ornithodoros talaje* (Guérin-Méneville, 1849). Action pathogène sur l'homme. *Bull. Soc. Patho. exot.*, XIV, (1), 24-26.
- OLENEV (N. O.) (1931). — Die Zecken (*Ixodoidea*) der Fauna Russlands. *Z. Parasitenk.*, IV, (1), 126-139.

- POMERANTZEV (B. I.) (1950). — *Ixodidæ*. In : *Fauna of the U.R.S.S.*, IV, (2), 224 pp. (en russe). Moscou.
- ROMAN (E.) et NALIN (P.) (1948). — Invasion d'ornithodores dans une habitation humaine en haute Provence. *Ann. Parasit.*, XXIII, (3-4), 214-219.
- THEODOR (O.) (1932). — Ueber *Ornithodorus coniceps* Canestrini in Palestina. *Z. Parasitenk.*, V, (1), 69-79.
- THOMPSON (G. B.) (1957). — The parasites of british birds and animals. XXXI. Summary of the records of ticks of sea birds. *Ent. mon. Mag.* (ser. 4), 93, (213), 213-216.
- et ARTHUR (D. R.) (1956). — Records of ticks from birds in the british Isles (3). *Ann. Mag. nat. Hist.*, (ser. 12), 9, (102), 385-390.

Laboratoire central de l'Élevage, Dakar.

Directeur : P. Mornet.

Liste sommaire des Culicides du Nord-Tchad

Lors d'une récente mission dans le Nord-Tchad (Ouadaï, Ennedi, Borkou, Tibesti) nous avons pu récolter les espèces culicidiennes suivantes :

Anophelini

- Anopheles (Myzomyia) d'thali* Patton (T.) (1).
Anopheles (Myzomyia) rhodesiensis Theo. ssp. *rupicolus* Lewis (E. T.).
Anopheles (Myzomyia) rufipes Cough s.l. (B.).
Anopheles (Myzomyia) rufipes seneveti n. ssp. (T.).
Anopheles (Paramyzomyia) hispaniola Theo. (T.).
Anopheles (Cellia) pharoensis Theo. (E.).
Anopheles (Pyrethophorus) gambiæ Giles (O.E.B.T.).

Culicini

- Aedes (Stegomyia) vittatus* Bigot (O.E.T.).
Aedes (Aedimorphus) hirsutus Theo. (O.).
Aedes (Muscidus) scatophagoides Theo. (O.).
Culex (Neoculex) arbieeni Salem (T.).
Culex (Neoculex) deserticola Kirk. (T.).
Culex (Lutzia) tigripes Gpr. et C. (O. E.).
Culex (Lasiosiphon) adairi Kirk. (T.).
Culex (Culex) annulioris Theo. s.l. (O. E.).
Culex (Culex) decens Theo. (O.).
Culex (Culex) duttoni Theo. (O. E.).
Culex (Culex) laticinctus Edw. (E. T.).
Culex (Culex) pipiens L. (B. T.).
Culex (Culex) simpsoni Theo. (T.).
Culex (Culex) theileri Theo. (T.).
Culex (Culex) univittatus ssp. Theo. (O. E.).
Culex (Culex) univittatus ssp. *perexiguus* Theo. (B. T.).
Theobaldia (Allotheobaldia) longearcolata Macq. (T.).

Cette liste comprend une sous-espèce nouvelle : *Anopheles rufipes seneveti*, dont la diagnose complète sera donnée ultérieurement. *Anopheles rufipes seneveti* se distingue de la forme-type par la présence d'annulations sombres sur les deux derniers articles des tarses postérieurs.

J.-A. RIOUX.

(1) T = Tibesti. E = Ennedi. B = Borkou. O = Ouadaï.

ANALYSES

J. EUSÉBY : **Diagnostic expérimental des Helminthoses animales.** *Travaux pratiques d'Helminthologie vétérinaire.* Paris, Vigot-frères, 1958, 367 pages, 297 figures.

Le beau volume, que vient de publier mon ami Jacques Euséby, Professeur à l'Ecole Vétérinaire de Lyon, comble une lacune dans la littérature scientifique. Il n'existait en effet aucun ouvrage réunissant les connaissances nécessaires à celui qui veut assurer chez les animaux domestiques le diagnostic scientifique des maladies provoquées par les Vers.

Les deux seuls livres où un tel sujet a été traité, celui de E. A. Benbrook et de Miss M. W. Sloss, paru en 1948 aux Etats-Unis, celui de Jan Hovorka, publié en 1954 en Tchécoslovaquie, sont l'un et l'autre précieux pour l'Iconographie, mais leur texte est de peu d'utilité.

L'ouvrage est divisé en trois parties.

La première (diagnostic direct sur le vivant) envisage principalement la recherche des œufs et des larves d'Helminthes, méthode de choix dans ces conditions pour le diagnostic des maladies qu'ils provoquent ; l'auteur en expose très complètement les modalités et consacre d'importants développements aux diagnostics coprologique, urologique, hématologique, dermatoscopique. Il insiste particulièrement sur la première, l'examen coprologique, qui présente souvent, dans le cas présent, de réelles difficultés ; en raison de la variété de consistance et de composition des déjections des diverses espèces d'animaux domestiques, il faut, pour ainsi dire dans chaque cas, faire appel à des techniques spéciales, et souvent à des appareils particuliers ; les méthodes utilisables en coprologie humaine ne sont que rarement applicables en coprologie vétérinaire. L'identification des éléments parasitaires trouvés (œufs et larves) présente souvent de réelles difficultés ; elles sont aplanies par le très grand nombre de figures qui accompagnent le texte.

Le diagnostic direct sur le cadavre des helminthoses animales, objet de la seconde partie, se fait le plus souvent par la recherche dans les différents organes et par la détermination des Vers adultes. Des tableaux très clairs permettent, pour chaque Mammifère et pour chaque Oiseau, d'identifier sans grandes difficultés les Trématodes, les Cestodes, les Nématodes et les Acanthocéphales, qui peuvent être trouvés ; de nom-

breuses illustrations facilitent aussi ici la tâche du chercheur. Les procédés de dépistage des larves d'Helminthes dans les viandes ne sont pas négligés et une place de choix est faite à la trichinoscopie.

Les méthodes de diagnostic indirect, qui sont traitées dans la dernière partie, ne sont pas très différentes en Médecine humaine et en Médecine vétérinaire. Toutes font appel à des antigènes, dont les techniques de préparation sont exposées. Tenant compte des difficultés d'interprétation des réactions obtenues, l'auteur admet que ces méthodes ont moins d'intérêt pour le diagnostic des maladies des animaux domestiques que pour celles de l'homme.

En raison de l'importance des dommages causés par les Helminthes aux troupeaux et aux basses-cours, ce livre a naturellement surtout sa place dans les bibliothèques des Services vétérinaires de recherches et de prophylaxie.

Mais bien des parasitologues s'intéressent à l'Helminthologie comparée et, à ce titre, la plupart des notions contenues dans la monographie de J. Euséby leur seront utiles ; dans la seconde partie, en particulier, ils trouveront tout ce qu'il est nécessaire de connaître pour pratiquer une autopsie parasitologique. D'ailleurs, pour la recherche, plusieurs animaux d'expérience sont parmi ceux qu'intéressent les Vétérinaires et dont il est justement question dans le présent ouvrage ; dans ce cas, les techniques qui y sont indiquées ont leur emploi dans tous les laboratoires ; pour les autres espèces, auxquelles aucun manuel n'est spécialement consacré, les méthodes à suivre ne pourront que s'inspirer de celles préconisées dans le cas précédent, en leur apportant les modifications jugées utiles.

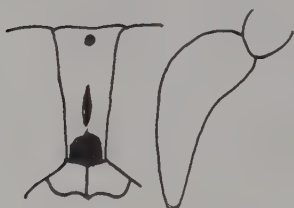
En somme, le livre qui vient de paraître mérite la confiance de ceux qui s'en serviront, aussi bien par la richesse de son information et par la sûreté de sa documentation, que par sa très belle présentation et par l'importance de son illustration ; presque tous les clichés sont très réussis ; qu'il soit seulement regretté que l'auteur ait été parfois obligé de reproduire quelques gravures anciennes, qui mériteraient d'être rajournies. A tous points de vue, le P^r Euséby mérite d'être chaudement félicité pour sa très belle réussite.

E. ROMAN.

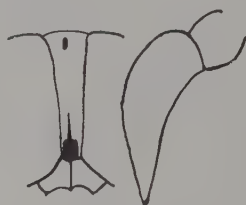
Erratum [planche rectifiée de la p. 563
de l'article de M. Leclerc sur les *Tabanidæ* (Dipt.) de France
paru dans le précédent numéro, p. 556-564]

PLANCHE 1

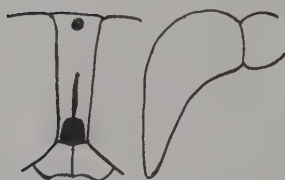
BANDES FRONTALES ET PALPES MAXILLAIRES



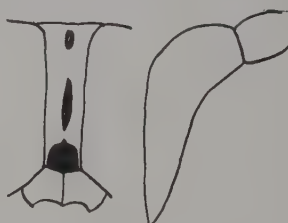
Hybomitra fulvicornis



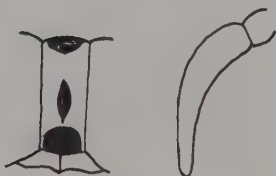
Hybomitra solstitialis



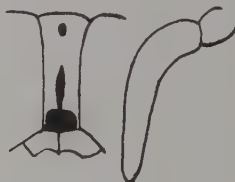
Hybomitra distinguenda



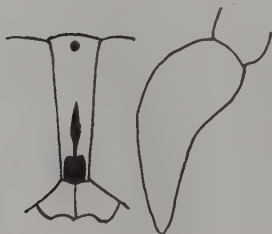
Hybomitra montana



Hybomitra lateralis



Hybomitra borealis



Hybomitra tropica

RÉPERTOIRE SYSTÉMATIQUE DES NOMS DE GENRES DE VERTÉBRÉS (suite)

Par Yves J. GOLVAN

- Anemachthys** : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
Anemoces : P-PERCIF. (Perc.), Percid.
Anemura : P-PERCIF. (Perc.), Sparid.
Anepistomon : P-ANGUILLIF. (Congr.), Ophichthyid.
Angelichthys : P-PERCIF. (Perc.), Chaetodontid.
Angola : P-CLUPEIF. (Chan.), Kneriid.
Angolosaurus : R-LACERT., Gerrhosaurid.
Anguilla : P-ANGUILLIF. (Anguil.), Anguillid.
Anguillichthys : voir *Stilbiscus*.
Anguis : R-LACERT., Anguid.
Anguisurus : P-ANGUILLIF. (Congr.), Ophichthyid.
Anhima : O-ANHIMIF., Anhimid.
Anhinga : O-PELECANIF., Phalacrocoracid.
Anhydrophryne : B-ANOUR., Ranid.
Anhyperodon : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
Aniculerosa : P-PERCIF. (Scorp.), Aploactid.
Anillus : R-OPHID., Aniliid.
Anisitia : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
Anisocentrus : P-MUGILIF., Atherinid.
Anisochaetodon : P-PERCIF. (Perc.), Chaetodontid.
Anisochromis : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
Anisolepis : R-LACERT., Iguanid.
Anisomys : M-RONG., Murid. (Mur.).
Anisoterus : O-APODIF., Trochilid.
Annamemys : R-CHELON., Emyid.
Anniella : R-LACERT., Anniellid.
Anodontoglanis : P-CYPRINIF. (Silur.), Plotosid.
Anodontohyla : B-ANOUR., Microhylid.
Anodontostoma : P-CLUPEIF. (Clup.), Dorosomid.
Anodorhynchus : O-PSITTACIF., Psittacid.
Anodus : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
Anogramma : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
Anolis : R-LACERT., Iguanid.
Anolius : voir *Anolis*.
Anomalanthana : O-PASSERIF., Motacillid.
Anomalepis : R-OPHID., Leptotyphlopoid.
Anomalochilus : R-OPHID., Aniliid.
Anomalodon : P-PERCIF. (Perc.), Lutjanid.
Anomalolepis : R-OPHID., Glauconid.
Anomalophris : O-CHARADRIIF., Charadriid. (Charadr.).
Anomalops : P-BERYCIF., Anomalopid.

- Anomalopterichthys** : P-CLUPEIF. (Alepoceph.), Alepocephalid.
- Anomalopterus** : voir Anomalopterichthys.
- Anomalurops** : M-RONG., Anomalurid. (Anomal.).
- Anomalurus** : M-RONG., Anomalurid. (Anomal.).
- Anomirolepis** : P-PERCIF. (Perc.), Sciaenid.
- Anoplagonus** : P-PERCIF. (Cott.), Agonid.
- Anopleutropius** : P-CYPRINIF. (Silur.), Schilbeid.
- Anoplogaster** : P-BERYCIF., Berycid.
- Anoplophallus** : R-OPHID., Colubrid. (Agl.).
- Anoplopoma** : P-GADIF., Gadid.
- Anoplopoma** : P-PERCIF. (Scorp.), Hexagrammid.
- Anoplus** : P-PERCIF. (Perc.), Lutjanid.
- Anoptichthys** : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Anops** : R-LACERT., Amphisbaenid.
- Anopsus** : C-MYXINIF., Myxinid.
- Anorhinus** : O-CORACIADIF., Bucerotid.
- Anostomoides** : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Anostomus** : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Anotheca** : B-ANOUR., Hylid.
- Anothura** : O-PASSERIF., Troglodytid.
- Anotomys** : M-RONG., Cricetid. (Hesperom.).
- Anotopterus** : P-CLUPEIF. (Alepisaur.), Anotopterid.
- Anoura** : voir Lonchoglossa.
- Anourosorex** : M-INSECTIV., Soricid. (Crocitur.).
- Anous** : O-LARIF., Larid (Stern.).
- Anser** : O-ANSERIF., Anatid. (Anser.).
- Anseranas** : O-ANSERIF., Anatid.
- Ansorgia** : P-CYPRINIF. (Silur.), Schilbeid.
- Ansorgilichthys** : P-CYPRINIF. (Silur.), Schilbeid.
- Antaceus** : P-ACIPENSERIF., Acipenserid.
- Antechinomys** : M-MARSUP., Dasyurid. (Phascogal.).
- Anteliochimaera** : P-HOLOCEPH., Rhinochimaerid.
- Anteliomys** : M-RONG., Microtid.
- Antelochimaera** : voir Anteliochimaera.
- Antennablennius** : P-PERCIF. (Blenn.), Blenniid.
- Antennarius** : P-LOPHIF. (Antennar.), Antennariid.
- Anthias** : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Anthiasicus** : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Anthiina** : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Anthobaphes** : O-PASSERIF., Nectarid.
- Anthocephala** : O-APODIF., Trochilid.
- Anthochaera** : O-PASSERIF., Meliphagid.
- Anthocinclia** : O-PASSERIF., Pittid.
- Anthodiaeta** : voir Anthothreptes.
- Anthophagana** : O-PASSERIF., Nectarinid.
- Anthops** : voir Hipposideros.
- Anthorhina** : voir Mimon.
- Anthornis** : O-PASSERIF., Meliphagid.
- Anthoscenus** : O-APODIF., Trochilid.
- Anthoscopus** : O-PASSERIF., Parid.
- Anthothreptes** : O-PASSERIF., Nectarinid.
- Anthracoceros** : O-CORACIADIF., Bucerotid.
- Anthracothorax** : O-APODIF., Trochilid.
- Anthreptes** : voir Anthothreptes.
- Anthropoides** : O-RALLIF., Gruid.
- Anthropopithecus** : voir Pan.

- Anthurus** : O-APODIF., *Trochilid.*
Anthus : O-PASSERIF., *Motacillid.*
Anticitharus : P-PLEURONECTIF.
 (Pleuroncet.), *Bothid.*
Antidorcas : M-ARTIODACT., *Bovid.*
 (Antilop.).
Antigone : O-RALLIF., *Gruid.*
Antigonia : P-ZEIF., *Caproid.*
Antilocapra : M-ARTIODACT., *Antilocaprid.*
Antilope : M-ARTIODACT., *Bovid.* (Antilop.).
Antimora : P-GADIF., *Morid.*
Antimostoma : P-PERCIF. (*Stromat.*), *Stromateid.*
Antiornis : O-PASSERIF., *Turdid.*
Antipodocottus : P-PERCIF. (*Cott.*), *Cottid.*
Antrostomus : O-CAPRIMULGIF., *Caprimulgid.*
Antrozous : M-CHIROPT., *Vespertilionid.* (*Nyctophil.*).
Anumbius : O-PASSERIF., *Furnariid.*
Anurolimnas : O-RALLIF., *Rallid.*
Anuropsis : O-PASSERIF., *Timeliid.*
Amyperistius : P-CYPRINIF. (*Silur.*), *Plotosid.*
Amyperodon : P-PERCIF. (*Perc.*), *Serranid.*
Aonyx : M-FISSIP., *Mustelid.* (*Lutr.*).
Aorichthys : P-CYPRINIF. (*Silur.*), *Bagrid.*
Aotes : M-PRIMAT., *Cebid.* (*Aot.*).
Aotus : voir *Aotes*.
Apalharpactes : O-TROGONIF., *Trogonid.*
Apalis : O-PASSERIF., *Sylviid.*
Apaloderma : O-TROGONIF., *Trogonid.*
Apalopteron : O-PASSERIF., *Pycnonotid.*
Aparallactus : R-OPHID., *Colubrid.*
 (*Opisthogl.*).
Aparasphenodon : B-ANOUR., *Hylid.*
Apareiodon : P-CYPRINIF. (*Charac.*), *Characid.*
Aparrius : P-PERCIF. (*Gobi.*), *Gobiid.*
Apotelus : R-LACERT., *Tejid.*
Apeches : P-PERCIF. (*Perc.*), *Sciaenid.*
Apeltes : P-GASTEROSTEIF., *Gasterosteid.*
Aperioptus : P-CYPRINIF. (*Cyprin.*), *Cobitid.*
Aphanacanthus : P-TETRAODONTIF. (*Tetraod.*), *Lagocephalid.*
Aphanlops : P-CYPRINODONTIF., *Cyprinodontid.*
Aphaniotis : R-LACERT., *Agamid.*
Aphanius : P-CYPRINODONTIF., *Cyprinodontid.*
Aphanolimnas : O-RALLIF., *Rallid.*
Aphanopus : P-PERCIF. (*Trichiur.*), *Trichiurid.*
Aphantochroa : O-APODIF., *Trochilid.*
Aphantophryne : B-ANOUR., *Microhylid.*
Aphareus : P-PERCIF. (*Perc.*), *Lutjanid.*
Aphelocoma : O-PASSERIF., *Corvid.*
Aphiocharax : P-CYPRINIF. (*Charac.*), *Characid.*
Aphiocypris : P-CYPRINIF. (*Cyprin.*), *Cyprinid.*
Aphobus : O-PASSERIF., *Icterid.*
Aphoristas : P-PLEURONECTIF. (*Sol.*), *Cynoglossid.*
Aphos : P-PERCIF. (*Batrach.*), *Batrachoidid.*
Aphrastura : O-PASSERIF., *Furnariid.*
Aphredoderus : P-PERCOPSIF., *Peropsid.*
Aphritis : P-PERCIF. (*Trachin.*), *Trachinid.*
Aphryza : O-CHARADRIIF., *Charadriid.* (*Charadr.*).
Aphthalmichthys : P-ANGUILLIF. (*Anguil.*), *Moringuid.*
Aphya : P-PERCIF. (*Gobi.*), *Gobiid.*
Aphyocheiroidon : P-CYPRINIF. (*Charac.*), *Characid.*

- Aphyocypris* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Aphyocyproides* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Aphyodite* : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Aphyogobius* : P-PERCIF. (Gobi.), Gobiid.
- Aphyosemion* : P-CYPRINODONTIF., Cyprinodontid.
- Apionichthys* : P-PLEURONECTIF. (Sol.), Soleid.
- Aplorhynchus* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Aplostoma* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Apistes* : P-PERCIF. (Scorp.), Scorpaenid.
- Apistocalamus* : R-OPHID., Elapid.
- Apistops* : P-PERCIF. (Scorp.), Scorpaenid.
- Apistogramma* : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Apistus* : voir *Apistes*.
- Aplatodiscus* : B-ANGUILL., Hyliid.
- Aplesion* : P-PERCIF. (Perc.), Centrarchid.
- Aplites* : P-PERCIF. (Perc.), Centrarchid.
- Aploactis* : P-PERCIF. (Scorp.), Aploactid.
- Aploactisoma* : P-PERCIF. (Scorp.), Aploactid.
- Aploactoides* : P-PERCIF. (Scorp.), Aploactid.
- Aplocheilichthys* : P-CYPRINODONTIF., Cyprinodontid.
- Aplocheilus* : P-CYPRINODONTIF., Cyprinodontid.
- Aplochiton* : P-CLUPEIF. (Galax.), Aplochitonid.
- Aplodactylus* : P-PERCIF. (Perc.), Aplodactylid.
- Aplodinotus* : P-PERCIF. (Perc.), Sciaenid.
- Aplodon* : P-PERCIF. (Perc.), Sparid.
- Aplodontia* : M-RONG., Aplodontid.
- Aplornis* : O-PASSERIF., Sturnid. (Gracul.).
- Aplurus* : P-PERCIF. (Trichiur.), Gempylid.
- Apocope* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Apocryptes* : P-PERCIF. (Gobi.), Gobiid.
- Apocryptichthys* : P-PERCIF. (Gobi.), Gobiid.
- Apocryptodon* : P-PERCIF. (Gobi.), Gobiid.
- Apodastyanax* : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Apodemus* : M-RONG., Murid (Mur.).
- Apodichthys* : P-PERCIF. (Blenn.), Blenniid.
- Apodocreedia* : P-PERCIF. (Trachin.), Trachinid.
- Apodoglanis* : P-CYPRINIF. (Silur.), Silurid.
- Apodontis* : P-PERCIF. (Scombr.), Scombrid.
- Apogon* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Apogonichthys* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Apogonina* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Apogonoides* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Apogonops* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Apoia* : O-PASSERIF., Zosteropid.
- Apolectus* : P-PERCIF. (Perc.), Carangid.
- Apolemichthys* : P-PERCIF. (Perc.), Chaetodontid.
- Apolinarella* : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Apomotis* : P-PERCIF. (Perc.), Centrarchid.
- Aporophis* : R-OPHID., Colubrid. (Agl.).

- Aporops** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Serranid.*
- Aporosaura** : R-LACERT., *Lacertid.*
- Aporoscelis** : R-LACERT., *Agamid.*
- Apostata** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Lutjanid.*
- Apostolepis** : R-OPHID., *Colubrid.* (*Opisthogl.*).
- Aprasia** : R-LACERT., *Pygopodid.*
- Aprion** : P-GALEIF. (*Carchar.*), *Scyliorhinid.*
- Aprion** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Lutjanid.*
- Aprionodon** : P-GALEIF. (*Carchar.*), *Carcharhinid.*
- Apristurus** : P-GALEIF. (*Carchar.*), *Scyliorhinid.*
- Aprodon** : P-PERCIF. (*Blenn.*), *Blennid.*
- Aprelepis** : P-PERCIF. (*Gobi.*), *Gobiid.*
- Aprosmictus** : O-PSITTACIF., *Psittacid.*
- Aproterodon** : R-OPHID., *Colubrid.* (*Opisthogl.*).
- Apsetta** : P-PLEURONECTIF. (*Pleuronect.*), *Bothid.*
- Apseudobranchus** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Sciaenid.*
- Apsilus** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Lutjanid.*
- Aptenodytes** : O-SPHENISCIF., *Spheniscid.*
- Apterichthys** : P-ANGUILLIF. (*Congr.*), *Ophichthyid.*
- Apterigia** : P-SYMBRANCHIF., *Symbranchid.*
- Apterogastreus** : P-CLUPEIF. (*Clup.*), *Clupeid.*
- Apteronotus** : P-CYPRINIF. (*Gymnot.*), *Sternarchid.*
- Apterurus** : P-RAJIF. (*Dasyat.*), *Mobulid.*
- Apterygia** : P-CLUPEIF. (*Clup.*), *Clupeid.*
- Apterygocampus** : P-SYNGNATHIF., *Syngnathid.*
- Apteryx** : O-APTERYGIF., *Apterygid.*
- Aptocyclus** : P-PERCIF. (*Cott.*), *Cyclopterid.*
- Apua** : P-CYPRINIF. (*Cyprin.*), *Cobitid.*
- Apuredoras** : P-CYPRINIF. (*Silur.*), *Doradid.*
- Apus** : O-APODIF., *Apodid.*
- Aques** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Sciaenid.*
- Aquila** : O-FALCONIF., *Falconid.* (*Aquil.*).
- Ara** : O-PSITTACIF., *Psittacid.*
- Aracana** : P-TETRAODONTIF. (*Ostrac.*), *Aracanid.*
- Aracanostracion** : P-TETRAODONTIF. (*Ostrac.*), *Aracanid.*
- Arachnothera** : O-PASSERIF., *Nectarinid.*
- Aralas** : P-PLEURONECTIF. (*Pleuronect.*), *Pleuronectid.*
- Aramaca** : P-PLEURONECTIF. (*Pleuronect.*), *Bothid.*
- Aramus** : O-RALLIF., *Aramid.*
- Arapaima** : P-CLUPEIF. (*Osteogl.*), *Osteoglossid.*
- Aratinga** : O-PSITTACIF., *Psittacid.*
- Arbaciota** : P-PERCIF. (*Gobiesoc.*), *Gobiesocid.*
- Arboricola** : O-GALLIF., *Phasianid.*
- Arborophila** : O-GALLIF., *Phasianid.*
- Archamia** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Serranid.*
- Archaulus** : P-PERCIF. (*Cott.*), *Cottid.*
- Archboldia** : O-PASSERIF., *Paradi-seid.* (*Ptilonorhynch.*).
- Archeria** : P-PERCIF. (*Perc.*), *Serranid.*
- Archibuteo** : O-FALCONIF., *Falconid.* (*Buteon.*).
- Archicheir** : P-CYPRINIF. (*Charac.*), *Characid.*
- Archifalco** : O-FALCONIF., *Falconid.* (*Falcon.*).
- Archilochus** : O-APODIF., *Trochilid.*

- Archistes** : P-PERCIF. (Cott.), Cottid.
Archomenidia : P-MUGILIF., Atherinid.
Archoperca : P-PERCIF. (Perc.), Seranid.
Archoplites : P-PERCIF. (Perc.), Centarchid.
Archosargus : P-PERCIF. (Perc.), Sparid.
Archoscion : P-PERCIF. (Perc.), Sciaenid.
Arcos : P-PERCIF. (Gobiesox.), Gobiesocid.
Arcticis : M-FISSIP., Viverrid (Paradoxiur.).
Arctocebus : M-PRIMAT, Lorisid.
Arctcephalus : M-PINNIP., Otariid. (Arctcephal.).
Arctogadus : P-GADIF., Gadid.
Arctogalidia : M-FISSIP., Viverrid. (Paradoxiur.).
Arctonetta : O-ANSERIF., Anatid.
Arctonyx : M-FISSIP., Mustelid. (Melin.).
Arctophoca : M-PINNIP., Otariid. (Arctceph.).
Arctoscopus : P-CLUPEIF. (Myctoph.), Myctophiid.
Arctoscopus : P-PERCIF. (Trachin.), Trachinid.
Arctozenus : P-CLUPEIF. (Myctoph.), Suid.
Ardea : O-ARDEIF., Ardeid.
Ardeapiscis : P-BELONIF. (Exocoet.), Hemirhamphid.
Ardeola : O-ARDEIF., Ardeid.
Ardetta : voir *Ixobrychus*.
Arlops : voir *Stenoderma*.
Arelia : P-PLEURONECTIF. (Sol.), Soleid.
Areliscus : P-PLEURONECTIF. (Sol.), Soleid.
Arenaria : O-CHARADRIIF., Charadriid. (Arenar.).
Arenichthys : P-ANGUILLIF. (Congr.), Echelid.
Arenigobius : P-PERCIF. (Gobi.), Gobiid.
Argalia : R-LACERT., Tejid.
Argentina : P-CLUPEIF. (Opisthoproct.), Argentinid.
Argentiphilemon : O-PASSERIF., Meliphagid.
Arges : P-CYPRINIF. (Silur.), Loricariid.
Argicus : O-PICIF., Bucconid.
Argopleura : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
Argusianus : O-GALLIF., Phasianid.
Argya : O-PASSERIF., Timeliid. (Turdoid.).
Argyreiosus : P-PERCIF. (Perc.), Carangid.
Argyreus : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
Argyripnus : P-CLUPEIF. (Stomiat.), Gonostomid.
Argyrolepes : P-PERCIF. (Perc.), Leognathid.
Argyrocottus : P-PERCIF. (Cott.), Cottid.
Argyrogena : R-OPHID., Colubrid. (Agl.).
Argyropelecus : P-CLUPEIF. (Stomiat.), Sternoptychid.
Argyrops : P-PERCIF. (Perc.), Sparid.
Argyrosomus : P-PERCIF. (Perc.), Sciaenid.
Argyrosomus : P-CLUPEIF. (Salmon.), Salmonid.
Arhamphus : P-BELONIF. (Exocoet.), Hemirhamphid.
Arhynchobatis : P-RAJIF. (Rhino-bat.), Rhinobatid.
Ariodes : P-CYPRINIF. (Silur.), Bagrid.
Ariomma : voir *Cubiceps*.
Ariopsis : P-CYPRINIF. (Silur.), Bagrid.
Ariosoma : P-ANGUILLIF. (Congr.), Congrid.

- Aristelligella**: R-LACERT., *Geckonid*.
Aristelliger: R-LACERT., *Geckonid*.
Aristeus: P-MUGILIF., *Atherinid*.
Aristichthys: P-CYPRINIF. (*Cyprin.*),
Cyprinid.
Aristochromis: P-PERCIF. (*Perc.*),
Cichlid.
Aristommata: P-CYPRINIF. (*Silur.*),
Loricariid.
Aristostomias: P-CLUPEIF. (*Stomiat.*),
Malacosteid.
Ariteus: voir *Stenoderma*.
Arius: P-CYPRINIF. (*Silur.*), *Bagrid*.
Arizelocichla: O-PASSERIF., *Pycno-*
notid.
Arizonichthys: P-CYPRINODONTIF.,
Cyprinodontid.
Arlina: P-PERCIF. (*Perc.*), *Etheosto-*
mid.
Armatoobio: P-CYPRINIF. (*Cyprin.*),
Cyprinid.
Aradha: P-ANGUILLIF. (*Anguil.*),
Muraenid.
Arnillo: P-PERCIF. (*Perc.*), *Lutja-*
nid.
Arnion: P-MUGILIF., *Mugilid*.
Arnoglossus: P-PLEURONECTIF.
(*Pleuronect.*), *Bothid*.
Arnoldichthys: P-CYPRINIF. (*Cha-*
rac.), *Characid*.
Aronurus: P-PERCIF. (*Perc.*), *Chae-*
todontid.
Arotrolepis: PERCIF. (*Balist.*), *Ba-*
listid.
Arquatella: O-CHARADRIIF., *Chara-*
driid. (*Scolop.*).
Arremon: O-PASSERIF., *Fringillid*.
(*Emberiz.*).
Arremonops: O-PASSERIF., *Fringil-*
lid. (*Emberiz.*).
Arrenga: O-PASSERIF., *Timeliid*.
Arrhamphus: voir *Arhamphus*.
Arrhyton: R-OPHID., *Colubrid*.
(*Agl.*).
Arripis: P-PERCIF. (*Perc.*), *Percid*.
Artes: O-PASSERIF., *Muscicapid*.
Artamia: O-PASSERIF., *Vangid*.
Artamides: O-PASSERIF., *Campepha-*
gid.
Artedidraco: P-PERCIF. (*Trachin.*),
Nototheniid.
Artediellus: P-PERCIF. (*Cott.*), *Cot-*
tid.
Artedius: P-PERCIF. (*Cott.*), *Cottid*.
Artedrilus: P-PERCIF. (*Cott.*), *Cot-*
tid.
Arthroleptella: B-ANOUR., *Ranid*.
Arthroleptides: B-ANOUR., *Ranid*.
Arthroleptis: B-ANOUR., *Ranid*.
Arthrosaura: R-LACERT., *Tejid*.
Artibeus: M-CHIROPT., *Phyllostoma-*
tid. (*Sternoderm.*).
Artisia: P-PERCIF. (*Labr.*), *Labrid*.
Artisomis: O-PASSERIF., *Sylviid*.
Artomyias: O-PASSERIF., *Muscica-*
pid.
Aruncus: B-ANOUR., *Bufo**nid*.
Arundinicola: O-PASSERIF., *Tyran-*
nid. (*Fulvicol.*).
Arusetia: P-PERCIF. (*Perc.*), *Chae-*
todontid.
Arvicanthus: M-RONG., *Murid*.
(*Mur.*).
Arvicola: M-RONG., *Microtid*.
Asarcia: O-CHARADRIIF., *Jacaniid*.
Ascaphus: B-ANOUR., *Discoglossid*.
Ascarornis: O-PASSERIF., *Anatid*.
Aschizomys: M-RONG., *Microtid*.
Ascolidia: P-PERCIF. (*Blenn.*), *Blen-*
niid.
Asellia: M-CHIROPT., *Hipposiderid*.
Aselliscus: M-CHIROPT. *Hipposide-*
rid.
Asellus: P-GADIF., *Gadid*.
Aseraggodes: P-PLEURONECTIF.
(*Sol.*), *Soleid*.
Asinus: M-PERISSODACT., *Equid*.
Asio: O-STRIGIF., *Strigid* (*Strig.*).
Aspasmogaster: P-PERCIF. (*Gobie-*
sox.), *Gobiesocid*.
Aspatha: O-CORACIADIF., *Momotid*.
Asper: P-PERCIF. (*Perc.*), *Percid*.

- Asperina* : P-PERCIF. (Perc.), Sciaenid.
- Asperulus* : P-PERCIF. (Perc.), Percid.
- Aspidelaps* : R-OPHID., Elapid.
- Aspidites* : R-OPHID., Boid. (Pythion.).
- Aspidobagrus* : P-CYPRINIF. (Silur.), Bagrid.
- Aspidonichthys* : P-CYPRINIF. (Charac.), Characid.
- Aspidontus* : P-PERCIF. (Blenn.), Blenniid.
- Aspidoparia* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Aspidophoroides* : P-PERCIF. (Cott.), Agonid.
- Aspidophorus* : voir Agonus.
- Aspidoras* : P-CYPRINIF. (Silur.), Callichthyid.
- Aspidura* : R-OPHID., Colubrid. (Agl.).
- Aspiolucius* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Aspiopsis* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Aspiorhynchus* : P-CYPRINIF. (Cyprin.), Cyprinid.
- Aspiscis* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Aspistor* : P-CYPRINIF. (Silur.), Bagrid.
- Aspisurus* : P-PERCIF. (Acanthur.), Acanthurid.
- Aspius* : P-CYPRINIF. (Cyprin.); Cyprinid.
- Aspredinichthys* : P-CYPRINIF. (Silur.), Bunocephlid.
- Aspredo* : P-CYPRINIF. (Silur.), Bunocephalid.
- Aspro* : voir Zingel.
- Asprocottus* : P-PERCIF. (Cott.), Cottid.
- Asproperca* : P-PERCIF. (Perc.), Etheostomid.
- Asprotilapia* : P-PERCIF. (Perc.), Cichlid.
- Asquamiceps* : P-CLUPEIF. (Alepoceph.), Alepocephalid.
- Assessor* : P-PERCIF. (Perc.), Pleisiopid.
- Assiculus* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Assurger* : P-PERCIF. (Trichiur.), Trichiurid.
- Astartoreochromis* : P-PERCIF. (Perc.), Cichlid.
- Astea* : P-SYMBRANCHIF., Symbranchid.
- Astemomycterus* : P-CYPRINIF. (Silur.), Trichomycterid.
- Asternotremia* : P-PERCOPSIF., Percopsid.
- Asterophrys* : B-ANOUR., Pelobatid.
- Asterophysus* : P-CYPRINIF. (Silur.), Doradid.
- Asteropteryx* : P-PERCIF. (Gobi.), Eleotrid.
- Asterorhombus* : P-PLEURONECTIF. (Pleuronect.), Bothid.
- Asterotheca* : P-PERCIF. (Cott.), Agonid.
- Asthenurus* : P-GADIF., Gadid.
- Astianichthys* : P-PERCIF. (Perc.), Etheostomid.
- Astrabe* : P-PERCIF. (Gobi.), Gobiid.
- Astragalinus* : O-PASSERIF., Fringilid.
- Astrape* : P-TORPEDINIF., Torpedinid.
- Astrapia* : O-PASSERIF., Paradiseid.
- Astrapogon* : P-PERCIF. (Perc.), Serranid.
- Astroblepus* : P-CYPRINIF. (Silur.), Loricariid.
- Astroconger* : P-ANGUILLIF. (Congr.), Congrid.
- Astrocottus* : P-PERCIF. (Cott.), Cottid.

(à suivre).

TABLE DES AUTEURS ⁽¹⁾

AMANTARAMAN (S.). — Une larve de Cestode dans le système nerveux de <i>Squilla holochista</i> Wood-Mason	593
ANDERSON (R. C.) et CHABAUD (A. G.). — Remarques sur la classification des <i>Splendidofilariinæ</i>	53
—, v. CHABAUD (A. G.).	
BIGUET (J.), DEBLOCK (S.), COCHET (G.) et OUDRAOGO (P.). — Première Contribution à l'étude des Teignes en Haute-Volta. Revue des Dermatophyties et des Dermatophytes en Afrique Noire....	694
BRYGOO (E. R.). — v. CHABAUD (A. G.).	
—, v. GREILLAT (S.).	
CALLOT (J.). — Action d'un <i>Agamomermis</i> sur les caractères sexuels d'un Cératopogonidé	439
CAMPANA-ROUGET (Y.). — La Tératologie des Tiques	209
—, <i>Id.</i> (Suite et fin)	354
—, v. CHABAUD (A. G.).	
CHABAUD (A. G.) et ANDERSON (R. C.). — Nouvel essai de classification des Filaires (Superfamille des <i>Filarioidea</i>), II. 1959	64
—, ANDERSON (R. C.) et BRYGOO (E. R.). — Sept Filaires d'Oiseaux malgaches	88
— et CAMPANA-ROUGET (Y.). — <i>Hyalomma anatolicum</i> Koch 1844, chez un Oiseau, à Richelieu (Indre-et-Loire)	728
— et PETTER (A. J.). — Essai de classification des Nématodes <i>Acuariidæ</i>	331
—, v. ANDERSON (R. C.).	
COCHET (G.). — v. BIGUET (J.).	
DAVID (F.). — v. DOBY (J. M.).	
DEBLOCK (S.). — v. BIGUET (J.).	
DESCOUS (S.). — v. RIOUX (J. A.).	
DOBY (J. M.), DAVID (F.) et RAULT (B.). — L'élevage en laboratoire, de l'œuf à l'adulte, de <i>Simulium ornatum</i> Meigen, 1818, <i>S. aureum</i> Fries, 1824, <i>S. erythrocephalum</i> De Geer, 1776, <i>S. decorum</i> Walker, 1848 (Diptères Nématocères Simuliidés). Observations biologiques concernant ces espèces	676

(1) Chiffres gras : articles originaux.

Chiffres italiques : notes et informations, analyses, répertoires.

DOLLFUS (R. Ph.). — Recherches expérimentales sur <i>Nicolla gallica</i> (R. Ph. Dollfus 1941) R. Ph. Dollfus 1958, sa cercaire cotylicerque et sa métacercaire progénétique. Observations sur la famille des <i>Coitocæcidæ</i> Y. Osaki 1928, s.f. <i>Coitocæcinæ</i> F. Poche 1926, <i>Trematoda Podocotyloidea</i> et sur les cercaires cotylicerques d'eau douce et marines	595
— . Addenda à « Cours d'Helminthologie ». I. Trématodes, sous-classe <i>Aspidogastrea</i>	623
DUBOIS (G.). — Invalidation des <i>Neostrigeidæ</i> Bisserru 1956 (<i>Trematoda, Digenea</i>)	449
EUSEBY (J.). — Diagnostic expérimental des Helminthoses animales (analyse par E. Roman)	734
FAIN (A.). — Note rectificative sur la terminologie utilisée dans notre classification des <i>Rhinonyssidæ</i> (Acarina-Mesostigmata)...	121
— . Les Acariens du genre <i>Pneumonyssus</i> Banks, parasites endopulmonaires des Singes au Congo belge (<i>Halarachnidæ : Mesostigmata</i>)	126
GAUD (J.) et MOUCHET (J.). — Acariens plumicoles (<i>Analgesoidea</i>), parasites des Oiseaux du Cameroun. II. <i>Analgesidæ</i>	149
— et — . Acariens plumicoles (<i>Analgesoidea</i>), parasites des Oiseaux du Cameroun. III. <i>Dermoglyphidæ</i> . IV. <i>Freyanidæ</i> . V. <i>Pterolychidæ</i> (1 ^{re} partie)	452
— et — . Acariens plumicoles (<i>Analgesoidea</i>), parasites des Oiseaux du Cameroun. V. <i>Pterolichidæ</i> (fin)	631
GOLVAN (Y. J.). — Le phylum des <i>Acanthocephala</i> (2 ^e note). La classe des <i>Eoacanthocephala</i> (Van Cleave 1936)	5
— . Note additionnelle. Description de la microfilaire de <i>Splendofilaria gretillati</i>	110
— . Acanthocéphales du genre <i>Corynosoma</i> Lühe 1904, parasites de Mammifères d'Alaska et de Midway	288
— . Répertoire systématique des noms de genres de Vertébrés. 262, 444, ...	588
GRENIER (P.). — Remarques concernant le fonctionnement des mandibules chez les femelles de Diptères hématophages Nématocères et Brachycères	565
GRETILLAT (S.) et BRYGOO (E. R.). — <i>Raillietiella chamæleonis</i> n. sp. première espèce de <i>Cephalobænidæ</i> (<i>Pentastomida</i>) signalée à Madagascar	112
LE VAN HOA. — Un nouveau Trichostrongylide de Lièvre africain ..	625
LECLERCQ (M.). — <i>Tabanidæ</i> (Dipt.) de France, VI	556
MOREL (P. C.). — Sur quelques espèces peu communes du genre <i>Ixodes</i> (Acariens, <i>Ixodidæ</i>)	546
— . Présence en France d' <i>Ixodes festai</i> Rondelli, 1926	549

—, Les <i>Hyalomma</i> (Acariens, <i>Ixodidæ</i>) de France	552
—, Répartition de <i>Ornithodoros coniceps</i> (Canestrini, 1890).....	730
MOUCHET (J.). — v. GAUD (J.).	
—, v. TAUFFLIER.	
QUADRAOGO (P.). — v. BIGUET (J.).	
PECH (J.). — v. RIOUX (J. A.).	
PETTER (A. J.). — Redescription de <i>Paryseria adeliæ</i> Johnston 1938. Remarques sur le genre <i>Paryseria</i> et les genres voisins, <i>Rusgu-</i> <i>niella</i> , <i>Aviculariella</i> , <i>Proyseria</i> (gen. nov.), <i>Seuratia</i>	322
—, v. CHABAUD (A. G.).	
RAULT (B.). — v. DOBY (J. M.).	
RIOUX (J. A.). — Les Culicides du « Midi » méditerranéen (Analyse par J. CALLOT)	261
—, Liste sommaire des Culicides du Nord-Tchad	733
—, DESCOUS (S.) et PECH (J.). — Un nouveau Cératopogonide arbo- ricole : <i>Culicoides haranti</i> n. sp. (<i>Diptera</i> , <i>Heleidæ</i>)	432
SANDEMAN (I. M.). — Une espèce nouvelle du genre <i>Proterogyno-</i> <i>tænia</i> Fuhrmann	265
TAUFFLIER (R.) et MOUCHET (J.). — Notes sur les Acariens (<i>Acarina</i> , <i>Laelaptidæ</i> et <i>Spinturnicidæ</i>) du Cameroun	350
TIMON-DAVID (J.). — Recherches sur les kystes à <i>Brachylæmus</i> du Cyclostome	271
YAMAGUTI (S.). — <i>Systema helminthum</i> . I. The Digenetic Trematodes of Vertebrates (Analyse par R. Ph. DOLLFUS)	585

Erratum

Article M. LECLERCQ, XXXIV, n° 4, p. 563	736
--	-----

TABLE DES MATIÈRES (1)

A		B	
<i>Acanthocephala</i> (Le phylum des —)	5	Biotope (Caractères physico-chi- miques du —)	437
Acanthocéphales du genre <i>Cory- nosoma</i>	288	<i>Blepharoceridæ</i>	578
Acariens	121	<i>Brachylæmus</i> (Recherches sur les kystes à — du Cyclostome) ..	271
— du Cameroun	350	<i>Burhinacarus reticulatus</i> n. sp. .	486
— du genre <i>Pneumonyssus</i>	126	<i>Bychowskiata nudidorsa</i> n. sp. .	500
— plumicoles	149, 452, 631		
<i>Acuariidæ</i>	322	C	
(Essai de classification des Né- matodes —)	331	<i>Calaobia</i> n. g.	498, 530
Afrique Noire (Revue des derma- tophytes et des dermatophytes en —)	700	— <i>decorata</i> n. sp.	533
<i>Agamomermis</i> (Action d'un — sur les caractères sexuels d'un Cératopogonidé)	439	— <i>hycanisti</i> n. sp.	530
Agents chimiques	413	Caméléon	113
— mécaniques	380	Cameroun (Acariens du —)	350
— physiques	385	— (Acariens plumicoles des Oi- seaux du —)	149, 452, 631
<i>Agrialgæ</i> n. subg.	174	Caractères sexuels (Action d'un Agamomermis sur les — d'un Cératopogonidé)	439
Alaska (Mammifères d' —)	288	<i>Caudifera</i> n. g.	498, 533
<i>Analges cercodons</i> n. sp.	156	<i>Cephalobænidæ</i>	112
— <i>eurygaster</i> n. sp.	158	Cératopogonide	432, 439
— <i>leiopus</i> n. sp.	159	<i>Ceratopogonidæ</i>	570
<i>Analgesidæ</i>	149	Cercaires cotylicerques	595
<i>Anhemialges</i> n. g.	152, 159	Cestode (Une larve de — dans le système nerveux)	593
Anomales locales	354	<i>Coitocæcidæ</i>	595
<i>Anophelini</i>	733	Congo belge (Acariens parasites de Singes au —)	126
Appareillage	676	<i>Corynosoma</i> (Acanthocéphale du genre —)	288
<i>Aprocta caprimulgi madagasca- riensis</i> n. var.	94	— <i>alaskensis</i> n. sp.	304
— <i>fiorii</i> n. sp.	96	— <i>rauschi</i> n. sp.	309
— <i>milloti</i> n. sp.	101	Culicides	261, 733
— <i>papillosa</i> n. sp.	91	<i>Culicini</i>	733
Ardeïalgæ n. g.	498, 528	<i>Culicoides albicans</i>	439
— <i>dermogaster</i> n. sp.	528	— <i>haranti</i> n. sp.	432
<i>Aspidogastrea</i>	623	Cyclostome (Recherches sur les kystes à <i>Brachylæmus</i> du —) ..	271
Associations mycologiques	722		
Asymétries	256	D	
Atrophies	374	Dermatophytes	694
<i>Aviculariella</i>	322	Dermatophyties	694

(1) Chiffres gras : articles originaux.

Chiffres italiques : notes et informations, analyses, répertoires.

<i>Dermoglyphidæ</i>	452
<i>Dermoglyphus leptocentros</i>	456
<i>Dermonoton</i> n. g.	495, 501
— <i>apoplax</i> n. sp.	502
<i>Desmidocercidæ</i>	65, 69
Deutérogynandres	217, 221
<i>Diplotriænidæ</i>	68, 69
Diptères hématophages	565
<i>Dubininia</i> n. g.	495, 504

E

Ectromélies	376
Eleveage en laboratoire de Simu- lies	676
<i>Eoacanthocephala</i>	5
Erratum (article M. Leclercq, p. 563)	736

F

<i>Falculifer cameronensis</i> n. sp. ..	460
— <i>invocans</i> n. sp.	462
<i>Favus</i>	710
Filaires (Nouvel essai de classifi- cation des —)	64
— d'Oiseaux	53
— — malgaches	88
<i>Filariidæ</i>	69, 71
<i>Floridosentinæ</i> n. sf.	9, 26
France (Les <i>Hyalomma</i> de —) ..	552
— (Présence en — d' <i>Ixodes fes- tai</i>)	549
— (<i>Tabanidæ</i> de —)	556
<i>Freyanidæ</i>	484
<i>Freyanopterolichus longitarsus</i> n. sp.	490

G

<i>Gabucinia dobyi</i> n. sp.	536
— <i>hyalothrix</i> n. sp.	538
— <i>petitoti</i> n. sp.	541
— <i>ramosa</i> n. sp.	541
— <i>similis</i> n. sp.	543
<i>Gammarus pulex</i>	601
Gigantisme	260
<i>Grallobia rateau</i>	543
Greffes	420
<i>Greniera</i> n. g.	454, 474
Gynandromorphisme	213
<i>Gyracanthocephala</i>	9, 11

H

<i>Halarachnidæ</i>	126
Haute-Volta	694
Helminthoses animales	734
<i>Hemifreyana</i> n. g.	485, 491
<i>Heteralgæ</i> n. g.	151, 160
— <i>ostracopus</i> n. sp.	161
<i>Hyalomma</i>	552
— <i>anatolicum</i>	728

<i>Hyonissus</i> n. g.	495, 505
— <i>anacestus</i> n. sp.	505
— <i>eurythrix</i> n. sp.	507

I

<i>Inermadorsus</i> n. g.	474
Intersexualité	231
Invalidation (des <i>Neostrigeidæ</i>) ..	449
<i>Ixodes</i>	546
— <i>festai</i>	549

J

Japon (<i>Aspidogaster</i>)	623
-------------------------------------	-----

K

Kystes (à <i>Brachylæmus</i>)	271
--------------------------------------	-----

L

<i>Lælaptidæ</i>	350
<i>Leptosphyra spinata</i> n. sp.	190
Lièvre africain	625
Liste des hôtes des <i>Eoacanthoce- phala</i>	37

M

Madagascar. v. <i>Raillietiella</i> .	
Mammifères d'Alaska et de Mid- way	288
— et Oiseaux (Contaminations expérimentales)	281
— marins	288
Manchot papou	322
Mandibules (Fonctionnement des —)	565
<i>Megninia articulata</i> n. sp.	162
— <i>carreti</i> n. sp.	164
— <i>contorta</i> n. sp.	166
— <i>grandispina</i> n. sp.	167
— <i>turaci</i> n. sp.	169
<i>Megniniella</i> n. g.	152, 170
— <i>limnocoracis</i> n. sp.	170
— <i>nigricauda</i> n. sp.	171
<i>Membranolobus camuri</i> n. sp. ..	631
— <i>fasciati</i> n. sp.	634
<i>Mermithidæ</i>	439
<i>Mesostigmata</i>	121, 126
Métacercaire	271
— progénétique	595
Métagnandres	217, 223
Microfilaire de <i>Splendidofilaria gretillati</i>	110
<i>Microsporum</i>	720
Monstruosités doubles	237
<i>Montchadskiana aphylla</i> n. sp. ..	4, 6
— <i>aschiza</i> n. sp.	478
— <i>hyperschiza</i> n. sp.	475
— <i>strongylophylla</i> n. sp.	478
— <i>trichonota</i> n. sp.	480
Mosaïques	226
Mutations	380

N

Nanisme	260
<i>Nanolichus</i> n. g.	454, 462
— <i>listrophorus</i> n. sp.	463
<i>Neocanthocephala</i>	9, 19
<i>Neoechinorhynchidae</i>	9, 20
<i>Neostrigeidae</i>	449
<i>Nicolla gallica</i>	595
Nord-Tchad	733

O

Oiseau (<i>Hyalomma anatolicum</i> chez un —)	728
Oiseaux du Cameroun (Acariens plumicoles parasites des —) ..	149, 452, 631
<i>Onchocercidae</i>	69, 75
<i>Onychalges</i> n. g.	152, 176
— <i>ovatus</i> n. sp.	176
<i>Ornithodoros coniceps</i>	730
<i>Ornithofilariinae</i> n. subf.	77, 84
<i>Oxyalges</i> n. g.	454, 480

P

<i>Paralgoïdes</i> n. g.	455, 457
— <i>anoploplus</i> n. sp.	458
— <i>nototrichus</i> n. sp.	459
<i>Paralgopsis</i> n. g.	455, 459
<i>Paralybiostrongylus mordanti</i> n. sp.	625
Parasites endopulmonaires	126
<i>Paryseria</i>	322
— <i>adeliae</i> (Redescription de —) ..	322
<i>Pentastomida</i>	112
Perruche	110
<i>Petitota</i> n. g.	152, 178
<i>Phlebotominae</i>	566
<i>Phylluralges</i> n. g.	152, 178
Pluvier	265
<i>Pneumonyssus africanus</i>	126
Poissons (infestation expérimentale)	595
Pologne (<i>Aspidogaster</i>)	623
Polymélie	364
<i>Protalges pteropus</i> n. sp.	153, 193
<i>Proteogynotænia dougi</i> n. sp.	265
Protophytandres	216, 218
<i>Protolichus laurenti</i> n. sp.	635
<i>Proyseria</i> n. g.	322
<i>Pseudalloptinus grammophyllus</i> n. sp.	637
— <i>odontopus</i> n. sp.	639
<i>Psoroptoides cryptonychus</i> n. sp.	180
— <i>haplonychus</i> n. sp.	182
— <i>uropax</i> n. sp.	183
<i>Pterocolorus</i> n. g.	496, 667
— <i>aphyllus</i> n. sp.	668
<i>Pterolichidae</i>	493, 631
<i>Pterolichus coleosoma</i> n. sp.	655

— <i>euryzonus</i> n. sp.	657
— <i>francolini</i> n. sp.	658
— <i>glyphothyrus</i> n. sp.	659
— <i>hyalostictus</i> n. sp.	661
<i>Pterolichus</i> (<i>Pseudalloptes</i>) <i>akidoderma</i> n. sp.	641
— <i>alloptoides</i> n. sp.	645
— <i>anacanthus</i> n. sp.	647
— <i>cyrtocercus</i> n. sp.	649
— <i>diploderma</i> n. sp.	650
— <i>goniodorus</i> n. sp.	652
— <i>hyalosoma</i> n. sp.	652
— <i>microthyrus</i> n. sp.	653
— <i>pachydorus</i> n. sp.	654
<i>Pteronyssoides garioui</i> n. sp.	508
— <i>holoplax</i> n. sp.	510
— <i>lambda</i> n. sp.	511
— <i>multiplax</i> n. sp.	513
<i>Pteronyssus allourus</i> n. sp.	514
— <i>diplopax</i> n. sp.	516
— <i>doleoplax</i> n. sp.	517
— <i>josephi</i> n. sp.	519
— <i>megathyrus</i> n. sp.	521
— <i>microplax</i> n. sp.	522
— <i>neuronotus</i> n. sp.	523
— <i>oxyplax</i> n. sp.	524
— <i>pycnospilus</i>	525
<i>Pterophagoides</i> n. g.	453, 464
— <i>bathmurus</i> n. sp.	464
<i>Pterophagus brachysoma</i> n. sp.	466
— <i>monacrotrichus</i> n. sp.	467
— <i>similis</i> n. sp.	470
<i>Pygoscelis papua</i>	322

Q

<i>Quadrigryridae</i>	9, 11
-----------------------------	-------

R

<i>Raillietiella chamæleonis</i> n. sp.	112
Répartition de <i>Ornithodoros coniceps</i>	730
<i>Rhagionidae</i>	580
<i>Rhinonyssidae</i> (Note rectificative) ..	121
<i>Rhipiurus</i> n. g.	454, 470
— <i>copephorus</i> n. sp.	471

S

Schizomélie	364
<i>Setariidae</i>	68, 74
<i>Seuratiæ</i>	322
<i>Simuliidae</i>	572
<i>Simulium</i> (Elevage en laboratoire de —)	676
Singes du Congo belge	126
<i>Spilolichus</i> n. g.	453, 471
— <i>megachone</i> n. sp.	471
<i>Spinturnicidae</i>	350
<i>Splendidofilaria gretillati</i> n. sp.	88

— (Description de la micro- filaire)	110
<i>Splendidofilarinæ</i> (Remarques sur la classification des —) ..	53
<i>Squilla holochista</i>	593
Symmélies	373

T

<i>Tabanidæ</i>	556, 578
Teignes	694
<i>Tenuisentidæ</i>	10, 32
Tératologie des Tiques	209, 354
— naturelle	213
— expérimentale	379
<i>Theodoxia fluviatilis</i>	595
<i>Thoracosathes</i> n. g.	494
<i>Tillacarus</i> n. g.	150, 183
— <i>lophopus</i> n. sp.	188
— <i>myriophyllus</i> n. sp.	185
Tiques (Tératologie des —) ..	209, 354
<i>Touracobia</i> n. g.	497
Trématodes	449
— digénétiques	585
<i>Trichophyton</i>	716
<i>Trichostrongylide</i>	625

U

Ukraine (<i>Aspidogaster</i>)	623
---------------------------------------	-----

U.S.A. (<i>Aspidogaster</i>)	624
--------------------------------------	-----

V

Variations de taille	260
Vertébrés (Répertoire des noms de genres de —)	262, 444, 588
<i>Vexillaria</i> n. g.	496, 670
— <i>africana</i> n. sp.	670
— <i>intermedia</i> n. sp.	672
— <i>latifolia</i> n. sp.	674

X

<i>Xiphiurus</i> n. g.	454, 481
— <i>jacanae</i> n. sp.	481
<i>Xolalgæ arrhenurus</i> n. sp.	198
— <i>diplospilus</i> n. sp.	199
— <i>ditrichus</i> n. sp.	201
— <i>eleophorus</i> n. sp.	201
— <i>glossopus</i> n. sp.	203
— <i>gyrothyrus</i> n. sp.	204
— <i>nanus</i> n. sp.	205
— <i>plocei</i> n. sp.	207
— <i>pteryger</i> n. sp.	207
<i>Xoloptoides</i> n. g.	497, 664
— <i>colpocestus</i> n. sp.	665

Z

<i>Zumptia</i> n. g.	495, 526
— <i>dermoglyphoides</i> n. sp.	526

